R E & A

Band 33, Heft 3 April 1952

ZEITSCHRIFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

ZUGLEICH ORGAN DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

[...]WEALTH INST.
[...]OLOGY LIBRARY
[...] MAY 1952
Eu. 270
[...]ATE

Begründet von K. ESCHERICH

HERAUSGEGEBEN VON

W. ZWÖLFER
Dr. rer. nat., o. ö. Professor für angewandte Zoologie an der Universität München

Mit 81 Abbildungen

PAUL PAREY IN BERLIN UND HAMBURG

Z. ang. Ent. Bd. 33 **Heft 3** *S. 369—516 Bln. 1952*

Inhalt

Originalaufsätze

Die Ökologie der Cocciden *(Homoptera, Coccoïdea)* Frankens. 1. Abschnitt. Von Heinrich Schmutterer. Mit 38 Abbildungen 369

Zur Kenntnis der Hyperparasiten von *Pieris brassicae* L., 5. Beitrag. Von H. Blunck. Mit 43 Abbildungen 421

Die Nährpflanzen der Samenkäfer. Von Friedrich Zacher 460

Literatur zur HCH- und Diën-Gruppe. Liste III. Von Randolph Riemschneider und Elisabeth Schölzel (Teil 1) 481

Personalien

Prof. Dr. A. Hase zum 70. Geburtstag 513

Prof. Dr. Uunio Saalas zum 70. Geburtstag 515

Schriftleitung: Professor Dr. W. Zwölfer, München 13, Amalienstr. 52, Gartengeb. Manuskripte sind nur an den Herrn Herausgeber zu schicken.

Honorierung: Die Beiträge sind so kurz und präzise wie möglich zu halten. Bei Abbildungen wird gebeten, sich auf das Notwendigste zu beschränken. Jeder Arbeit ist am Schluß eine kurze Zusammenfassung der wichtigsten Ergebnisse anzufügen. Das Honorar beträgt je Bogen 32,— DM, mehr als 3 Bogen werden nicht honoriert. Der von Abbildungen eingenommene Raum sowie Doktor-Dissertationen werden nicht honoriert.

Erscheinungsweise: Jährlich erscheint 1 Band zu 4 Heften im Gesamtumfang von etwa 40 Bogen. Das Abonnement verpflichtet zum Bezug eines ganzen Bandes. Es verlängert sich jeweils, falls nicht spätestens unverzüglich nach Eingang der letzten Lieferung des berechneten Bandes Abbestellung erfolgt.

Sonderabdrucke: Von Originalaufsätzen werden auf Wunsch 20 Sonderabdrucke kostenlos zur Verfügung gestellt, von Doktorarbeiten 50. Mehrbedarf kann gegen Berechnung geliefert werden.

Abonnementspreis dieses Heftes 27,80 DM **Einzelpreis 29,80 DM**

Aus dem Zoologischen Institut der Universität Erlangen

Die Ökologie der Cocciden *(Homoptera, Coccoïdea)* Frankens

1. Abschnitt [1])

Von

HEINRICH SCHMUTTERER, München

Mit 38 Abbildungen

Inhalt: I. Allgemeiner Teil S. 369. — Der Stand der Coccidenforschung in Europa, speziell in Mitteleuropa S. 369. — Der Charakter des untersuchten Gebietes (Geographische Lage, Klima, geologische Verhältnisse, wichtigste Böden und Pflanzenkleid) S. 371. — Material und Methode S. 374. — Liste der in Franken beobachteten und bearbeiteten Arten S. 377. — II. Spezieller Teil: Entwicklungszyklus, Biologie, Ökologie und Systematik der einzelnen Arten S. 379. — Familie: Margarodidae S. 379. — Unterfamilie: Ortheziinae S. 379. — Tribus: Ortheziini S. 379. — Familie: Lecaniidae S. 382. — Unterfamilie: Kerminae S. 382. — Tribus: Pseudococcini S. 382. — Tribus: Eriococcini S. 405. — Tribus: Kermesini S. 419.

I. Allgemeiner Teil

Einleitung:

Der Stand der Coccidenforschung in Europa, speziell in Mitteleuropa

Die Zahl der Entomologen, die sich bisher intensiv mit Schildläusen beschäftigt haben, ist relativ gering. Gründe für die Vernachlässigung dieser Insektengruppe sind einmal die durch die verwirrend große Zahl von Synonymen schwer zugängliche Systematik, weiter die schwierige Materialbeschaffung. Viele Arten sind auf bestimmte Nährpflanzen spezialisiert und besitzen nur lokale Verbreitung. Bei der häufig versteckten Lebensweise und der guten Anpassung der Cocciden an ihre Umgebung ist Erfahrung im Aufsuchen solcher Insekten nötig. Ohne diese Voraussetzung wird man kaum mehr als die häufigen und auffälligen Arten finden.

Ein Teil der Schildlausarten der deutschen Fauna — meist die größten und auffälligsten — haben schon im Laufe des letzten Jahrhunderts Bearbeiter wie z. B. BOUCHÉ, KALTENBACH, GOETHE, BÄRENSPRUNG, RATZEBURG, NITSCHE und ALTUM gefunden. Diese Autoren beschränkten sich in ihren Arbeiten auf knappe, für heutige Anforderungen unzureichende An-

[1]) Um die Veröffentlichung der verhältnismäßig umfangreichen Arbeit zu ermöglichen, wurde deren Teilung in drei Abschnitte notwendig. — Im zweiten Abschnitt sind außer der großen Familie der *Diaspididae* noch die restlichen, im 1. Abschnitt nicht mehr besprochenen Unterfamilien der *Lecaniidae (Lecaniinae* und *Asterolecaniinae)* enthalten. Im dritten Abschnitt werden die Umweltbeziehungen der Schildläuse behandelt.

gaben und Beschreibungen. Außerhalb Deutschlands haben besonders in der zweiten Hälfte des vergangenen Jahrhunderts SIGNORET, TARGIONI-TOZETTI und BERLESE systematische und biologische Grundlagen erarbeitet. Gleichfalls hauptsächlich systematischer Art waren die Arbeiten in den ersten drei Jahrzehnten dieses Jahrhunderts. In England veröffentlichte NEWSTEAD 1901—1903 seinen grundlegenden *„Monograph Of The Coccidae Of The British Isles"*. Um die gleiche Zeit (1903/04) erschien in Deutschland REH's Arbeit *„Zur Naturgeschichte mittel- und nordeuropäischer Schildläuse"*. Im Jahre 1912 brachte LINDINGER sein Werk *„Die Schildläuse Europas, Nordafrikas und Vorderasiens, einschließlich der Azoren, Kanaren und Madeiras"* mit Bearbeitung der Systematik, Verbreitung und Nährpflanzen zahlreicher Schildlausarten heraus. In den ersten Jahrzehnten dieses Jahrhunderts haben sich in England NEWSTEAD und GREEN, in Frankreich MARCHAL und VAYSSIÈRE, in Italien SILVESTRI und LEONARDI mit Cocciden beschäftigt und wichtige, teils monographische Arbeiten veröffentlicht. Immer noch beanspruchte die Systematik bei allen Autoren die größte Aufmerksamkeit, Biologie und Ökologie wurden untergeordnet behandelt. In jüngerer Zeit verdienen in Europa die Arbeiten von BALACHOWSKY und GOUX (Frankreich), LUPO (Italien), GOMEZ-MENOR (Spanien), REYNE (Holland), KIRITSHENKO, ARCHANGELSKAYA und BORCHSENIUS (Rußland), SULC (Tschechoslowakei) und von LINDINGER, THIEM und WÜNN (Deutschland) Beachtung. Unter den genannten Autoren befinden sich im Gegensatz zu früher nur noch wenige reine Systematiker oder Faunisten, die meisten beschäftigen sich neben systematischen Studien auch mit biologisch-ökologischen Fragen.

REH stellte für Deutschland erstmalig zahlreiche biologische Angaben und Beobachtungen über heimische Cocciden und deren Parasiten zusammen (1903/04). LINDINGER befaßte sich während seiner langjährigen Untersuchungen fast ausschließlich mit Systematik, Faunistik und Nährpflanzen. WÜNN wies bei seinen hauptsächlich in Südwestdeutschland durchgeführten faunistischen Untersuchungen eine Anzahl von Schildlausarten erstmalig für Deutschland nach. Der gleiche Autor nahm besonders in seinen letzten Arbeiten auch ausführlicher zu ökologischen Fragen wie Untergrund, Klima, Parasiten und Ameisenbeziehungen Stellung (1928). THIEM (1932, 1933, 1938) brachte in seinen Veröffentlichungen zahlreiche ökologische Beiträge. DINGLER setzte sich eingehend mit der Biologie der Gewächshauscoccide *Coccus hesperidum* L. (= *Lecanium hesperidum* L.) auseinander (1923) und gab über weitere Arten „Biologische Notizen" (1924). Außer der Bearbeitung von *Fonscolombia fraxini* (KALT.) durch ZIELKE (1942) weist die deutsche Coccidenliteratur bis jetzt nur noch eine Reihe kleinerer Publikationen auf, die sich vor allem mit Fragen der angewandten Entomologie beschäftigen (San-José-Schildlaus!).

In Franken und darüber hinaus im übrigen Bayern sind die bisherigen Untersuchungen über Schildläuse spärlich. Durch LINDINGER wurden in mehreren Veröffentlichungen (1907 und später) bisher etwa 28 einheimische und 18 Gewächshausarten bekannt, vorwiegend aus der Umgebung von Erlangen und den Gewächshäusern des Botanischen Gartens. Sonst liegen aus Bayern nur die Funde DINGLER's aus München und Umgebung und die Meldungen verschiedener Pflanzenschutzämter über einige bekanntere Arten vor.

Aus der kurzen Übersicht ist zu erkennen, daß unsere ökologischen Kenntnisse über die meisten in Deutschland vorkommenden Schildlausarten noch sehr lückenhaft sind.

Die 1932 erschienene Arbeit BALACHOWSKY's *„Etude biologique des Coccides du Bassin occidental de la Méditerranée"* kann als Vorbild für die ökologische Bearbeitung der Schildläuse eines größeren Gebietes dienen. Aufgabe der vorliegenden Arbeit war die Untersuchung der Coccidenfauna Frankens, somit eines verhältnismäßig eng begrenzten Gebietes[2]).

Der Charakter des untersuchten Gebietes

1. Geographische Lage

Die Grenzen des untersuchten Raumes liegen im Süden bei ungefähr 49° 16′ und im Norden bei 49° 49′ nördlicher Breite, im Osten bei 11° 35′ und im Westen bei 10° 42′ östlicher Länge. Das Hauptuntersuchungsgebiet, die Stadt Erlangen und die nähere Umgebung, befinden sich zwischen 49° 33′ im Süden und 49° 39′ nördlicher Breite im Norden, 11° 10′ im Osten und 10° 35′ östlicher Länge im Westen.

Die Höhenlage schwankt im westlichen Teil des Gebietes („Mittelfränkisches Becken") zwischen ca. 250 und 350 m, im Osten („Fränkischer Jura") zwischen ca. 300 und 550 m über dem Meeresspiegel.

2. Klima

Das Mittelfränkische Becken ist infolge günstiger Temperaturverhältnisse zu den Wärmegebieten Süddeutschlands zu rechnen. Die Niederschläge sind relativ gering, da sich noch der Regenschatten der im Westen vorgelagerten Gebirgszüge des Rhein/Maingebietes auswirkt. Im Fränkischen Jura liegt das jährliche Temperaturmittel nur um ungefähr ein Grad Celsius niedriger. Die höheren Niederschläge versickern hier in den hauptsächlich kalkigen Böden sehr rasch, so daß auch im Jura während des Sommers weite Gebiete ausgesprochen trocken sind. Der Luftdruck zeigt im ganzen Untersuchungsgebiet zwei Maxima im Spätsommer und Winter; für diese Jahreszeiten ist der stärkere Einfluß hohen Luftdruckes charakteristisch. Die Winde im Beobachtungsgebiet wehen meist aus südwestlicher, westlicher, nordwestlicher und südöstlicher Richtung in direkter Abhängigkeit vom allgemeinen Klimageschehen: Westliche Luftzufuhr erfolgt vor allem bei tiefem Druck, östliche bei Hochdruckeinfluß.

a) Langjährige Mittelwerte

Temperatur. Erlangen, 251 m Meereshöhe, Mittelfränkisches Becken: Minimum im Januar mit —1,1°, Maximum im Juli mit 17,7°, Jahresmittel 8,2° Celsius. Rund 40 Sommertage (Temperatur über 25°) und ca. 8 heiße Tage (Temperatur über 30°). Gößweinstein, 500 m Meereshöhe, Fränkischer Jura: Minimum im Januar mit —2,2°, Maximum im Juli mit 16,4°, Jahresmittel 7,1° Celsius.

[2]) Herrn Prof. Dr. H.-J. Stammer (Erlangen) bin ich für die Anregung dieser Arbeit und Unterstützung in jeder Hinsicht zu besonderem Dank verpflichtet. Insbesondere danke ich Herrn Prof. Stammer auch für reichliches, vor dem Kriege in der Umgebung von Breslau gesammeltes Coccidenmaterial und seine Aufzeichnungen über Ameisenbesuch und Ameisenvergesellschaftung von Cocciden, die gut zum Vergleich mit den Verhältnissen in Franken herangezogen werden konnten.

Relative Luftfeuchtigkeit. Erlangen: Maximum mit 88% im Dezember und Januar, Minimum mit 71% im Juni, langjähriges Jahresmittel 79%.

Luftdruck. Nürnberg, 309 m Meereshöhe, Mittelfränkisches Becken: Maximum im Januar mit 736,5 mm und im September mit 736,1 mm, Minimum im April mit 732,4 mm, Jahresmittel 734,8 mm.

Niederschläge. Erlangen: Maximum im Juli mit 75 mm, Minimum im Januar mit 35 mm, Jahresmittel 629 mm. Gößweinstein: Maximum im Juni/Juli mit 88 mm, Minimum im Februar mit 56 mm, Jahresmittel 831 mm.

Windverhältnisse. Nürnberg: Südwestliche Winde sind mit 18,9%, westliche mit 11,9%, nordwestliche mit 15,5% und südöstliche mit 17,3% als Hauptkomponenten am Gesamtaufkommen beteiligt.

b) Witterungsablauf während des Untersuchungszeitraumes (Herbst 1948 bis Herbst 1950)

Nach den vorhergegangenen sehr heißen und niederschlagsarmen Jahren 1947 und 1948 stellte sich 1949 und 1950 wieder annähernd normales, für Mitteleuropa charakteristisches Wetter ein, das hauptsächlich von westlichen, ozeanischen Luftmassen bestimmt wird. Die Sommermonate des Jahres 1949 waren teilweise etwas zu warm und niederschlagsarm. Sonst waren im Zeitraum der Untersuchungen keine extremen klimatischen Besonderheiten zu verzeichnen. Über den Grad der Auswirkungen der trockenheißen Jahre 1947 und 1948 sind keine besonderen Aussagen möglich. Ganz allgemein konnte festgestellt werden, daß die Individuenzahl der Cocciden 1949 und 1950 gegenüber 1948 in den beobachteten Kolonien anstieg. Sicher ist die Mortalität vor allem der jungen Entwicklungsstadien während der heißen Jahre wesentlich größer als gewöhnlich gewesen, da vor allem der Wasserhaushalt der Nährpflanzen sehr ungünstig war. Auch andere Insektengruppen gingen in dem Zeitraum, in dem Mittelfranken ganz besonders unter Hitze und Trockenheit zu leiden hatte, auffällig zurück und haben sich in den folgenden Jahren nur langsam erholt.

Nach relativ mildem Januar setzten sich im Februar 1949 bei östlichem Hochdruckeinfluß zeitweise kräftige Fröste durch. Eine Schönwetterperiode im letzten Märzdrittel regte die Entwicklung fast aller untersuchten Arten stark an, ebenso günstige Hochdrucklagen Anfang April und in der zweiten Hälfte des zweiten Aprildrittels. Die Entwicklung im niederschlagsreichen Mai 1949 und im etwas zu kühlen Juni ging kontinuierlich, aber zögernd voran. Günstig waren die warmen und sonnigen Monate Juli und August. Ähnlich lagen die Verhältnisse in den Monaten September und Oktober, die hohe Temperaturen und geringe Niederschläge aufwiesen. Auch im November war bei mildem Wetter für die Cocciden noch eine Weiterentwicklung möglich. Die Monate Dezember 1949 und Januar 1950 waren überdurchschnittlich mild und niederschlagsreich. Noch niederschlagsreicher erwies sich der Februar. Der März hatte wechselhafte Witterung; der April zeigte sich im Gegensatz zum Vorjahr ausgesprochen kühl und regenreich, wodurch die Entwicklung der Schildläuse im Gegensatz zum Vorjahr um mehrere Wochen verzögert wurde. Der Mai war vielfach sonnig, ähnlich der Juni, der etwas zu warm ausfiel und für die Entwicklung der Läuse günstig war. Sehr warm wurde auch das Wetter im Juli; die überdurch-

schnittlichen Niederschläge dieses Monats waren auf häufige, kräftige Gewitterregen zurückzuführen.

3. Geologische Verhältnisse

Untergrund und Boden als Voraussetzung für die Vegetation sind Vorbedingungen für das Vorkommen zahlreicher Tiere, insbesondere spezialisiert-pflanzenparasitischer Formen, zu denen die Cocciden gehören.

Das Mittelfränkische Becken als Hauptuntersuchungsgebiet wird an seinem Ostrand in der Umgebung von Erlangen von der Regnitz, einem kleinen Fluß, durchflossen. Das ganze Gebiet liegt innerhalb des Keuper-Jura-Schichtstufenlandes. Jura und Keuper geben dem Raum das Gepräge: Westlich der Regnitz dehnt sich weithin das hügelige „Fränkische Keuperbecken" (Sandsteinkeuper), im Osten liegen die sich bis zu größerer Höhe erhebenden Juraberge mit ihren Abteilungen Lias, Dogger und Malm.

Die Flußauen der Regnitz und ihrer Zuflüsse, der Bäche Aurach, Seebach und Schwabach, sind alluviale Bildungen (Sande, Schotter). An diese jungen Streifen schließen sich beiderseits in wechselhafter Ausdehnung diluviale Ablagerungen an: Flußterrassen aus Schotter und meist grobkörnigen Sanden, untermischt mit Abtragungsprodukten aus dem Jura. Auch der im Südosten des Gebietes gelegene sog. „Reichswald" steht zum großen Teil auf diluvialen Sanden. In dem sich westlich des Regnitztales erstreckenden Gebiet des Fränkischen Sandsteinkeupers dominiert der Blasensandstein, streckenweise ist auch noch Unterer Burgsandstein erhalten (Büchenbach, Kosbach, Dechsendorf). Die dieses Gebiet entwässernden Bäche sind häufig eingedeicht und als Wasserlieferanten für zahlreiche Fischteiche ausgenutzt (Dechsendorf, Kosbach, Neuhaus, Möhrendorf). Im südlichen Keuperbecken herrschen die gleichen geologischen Verhältnisse wie westlich der Regnitz, Blasen- und Burgsandstein dominieren. Im Osten des Regnitztales folgt auf die erste Höhenwelle, den „Burgberg" (Burgsandstein), mit zunehmender Höhe der „Rathsberg" mit wesentlich größerer Ausdehnung. Die Hangstufe dieses Berges wird vor allem aus Burgsandstein (bis Bubenreuth im Norden und Spardorf und Dormitz im Osten verbreitet) und tonig-kalkigen Schichten (Feuerletten) gebildet. Lößlehm-Bildungen liegen am Südhang und bei Spardorf am Südostende des Rathsberges. Das Rathsbergplateau selbst besteht in den Randzonen aus Tonen und Sandsteinen (Rhätsandstein), im zentralen Teil sind Ablagerungen des Unteren Jura, besonders Arietensandstein (= *Lias alpha*) und Amaltheentone (= *Lias delta*) entwickelt. Im übrigen Keuper/Jura-Übergangsgebiet, das sich im Osten des Regnitztales weiter nach Nordosten und im Süden östlich des Reichswaldes erstreckt, ist der geologische Aufbau sehr ähnlich: Der Obere Keuper weicht allmählich den Ablagerungen des Unteren Jura. Weiter im Osten, im Gebiet des „Leyerberges", setzt sich der Jura völlig durch. Am Fuß des Leyerberges ist schon der Dogger stark entwickelt (*Dogger alpha*-Opalinuston), auf der Höhe des Berges steht schon Unterer Malm an. Ähnlich liegen die Verhältnisse im Norden, wo die Ausgangspforte des alluvialen Wiesenttales von der schroffen Höhe des „Walberles" mit dolomitisiertem Malm (= Frankendolomit) überragt wird. Auf der Höhe des mittleren Wiesenttales macht der Lias dem Dogger endgültig Platz; im oberen Tal setzt sich der Malm zuerst mit geschichteten, dann vorwiegend mit massigen Riffkalken durch, die als „Frankendolomit" im Zentraljura weit verbreitet sind.

4. Wichtigste Böden und Pflanzenkleid

Die fruchtbaren alluvialen Anschwemmungsböden der Fluß- und Bachgründe im Untersuchungsgebiet tragen Fettwiesen (*Molinio-Arrhenateretalia)* und Felder, die teilweise zusätzlich künstlich bewässert werden. Laubholz- und unterwuchsreiche Auwälder (*Alnetalia*) sind hier nur noch in spärlichen Resten erhalten geblieben. Die beiderseits an die Flußauen anschließenden diluvialen Flußterrassen haben mit ihren grobkörnigen Sandböden vielfach den Charakter sandiger Trockengrasfluren (*Corynephoretalia*). Die Diluvialsande des Reichswaldes sind sehr trocken und nährstoffarm. Typisch sind in diesem Gebiet lichte, xerotherme Nadelwälder *(Pinetalia),* an den wenigen feuchteren Stellen liegen kleine Fichtenschläge. Der Unterwuchs dieser Föhrenwälder *(Moose, Vaccinium, Calluna)* ist wegen der ständigen, schonungslosen Streunutzung durch die Landwirtschaft sehr spärlich. Verbreitete Erscheinungen sind im Reichswald Bleichsande und Ortsteinbildungen. Die im Westen und Süden des Gebietes verbreiteten Keuperböden sind Sandböden mit unterschiedlichem Tongehalt. Über den Sandsteinen des Untergrundes liegt in weiter Verbreitung als Verwitterungsdecke Braunerde („Brauner Waldboden"). Diese Verhältnisse ermöglichen eine intensive Bodennutzung, so daß dieses Gebiet vor allem von Ackerland und Wiesen bedeckt ist, dazwischen liegen kleinere Nadelgehölze mit ärmlichem Unterwuchs (Streunutzung). Burgsandsteinboden ist im Gebiet bevorzugt mit Nadelwald bestanden, auch die obersten Keuperschichten tragen vorwiegend Nadelhölzer. Im Jura wird das Bild wechselhafter: Der Lias trägt teils Mischwald, teils Ackerland und Obstgärten; der tonige Untere Dogger unterliegt teilweise ebenfalls landwirtschaftlicher Nutzung oder trägt Mischwaldbestände, der Obere sandige Dogger (Sandsteindogger) ist mit Nadelwald, besonders Föhren, bestanden. Der Malm besitzt kalkige Böden. Auf dem Unteren Malm gedeiht bei günstigen Wasserverhältnissen (Quellhorizonte!) Buchenwald (*Fagetalia*) mit geringem Unterwuchs infolge der Lichtarmut. Die Malmhochflächen lassen nur dürftigen Föhrenwald und magere Wiesen aufkommen, da das Wasser in dem verkarsteten Gebiet rasch versickert.

Material und Methode

Um brauchbare Sammelergebnisse zu erhalten, mußten viele Pflanzen der verschiedensten Biotope und Vegetationsschichten untersucht werden. Am einfachsten war das Auffinden vieler baum- und strauchlebender Cocciden, besonders soweit es sich hierbei um größere, in stärkeren Kolonien lebende Arten handelte. Auch die ihrer Umgebung meist gut angepaßten Deckelschildläuse (*Diaspidinae*) konnten bei einiger Übung sicher gefunden werden, wenn durch Abfallen von Dorsalschilden weiße Bauchschilde sichtbar waren. Die durch ihre Größe auffälligen *Lecaniini* und *Kermesini* verrieten sich im adulten Zustand vielfach durch Ameisenbesuch; denn Ameisen suchen oft in großer Menge die Läuse wegen ihrer süßen Exkrete auf und weisen hierdurch auf das Vorhandensein von Aphiden und Cocciden hin. Viele *Pseudococcini* und *Eriococcini* sondern zur Eiablage auffällige „Eisäcke" ab und sind dadurch leichter zu finden. Schwieriger war das Auffinden gras- und wurzellebender Arten. Um die unter den Blattscheiden von Gräsern sitzenden Läuse zu erhalten, mußten die Pflanzen aus dem Boden gezogen

werden. Durch das Lösen der Blattscheiden von den Stengeln konnten die Tiere sichtbar gemacht werden. Die unterirdisch an Wurzeln sitzenden Arten wurden durch einfaches Herausziehen der Pflanzen aus dem Boden oder durch sorgfältige Grabungen erbeutet. Auch die subterranen Arten verrieten sich im adulten Zustand häufig durch weiße Eisäcke oder andere auffällige Sekrete, als Larven waren sie recht schwierig zu erhalten. Um frühe Entwicklungsstadien zu gewinnen, mußten als befallen bekannte Pflanzen mit Wurzelwerk und Erdreich ausgegraben und in Ausleseapparate (nach TULLGREN) gebracht werden, eine Methode, die meist zum Erfolg führte. Vielfach war die Kontrolle von Pflanzenwurzeln in Ameisennestern sehr lohnend.

Als sich nach einiger Sammelerfahrung gezeigt hatte, daß von der Kultivierung möglichst wenig in Mitleidenschaft gezogene Plätze die reichste Coccidenfauna aufwiesen, wurden solche Biotope besonders eingehend untersucht. Es erwies sich ganz allgemein immer wieder als die beste Methode, an den verschiedensten Örtlichkeiten häufige Stichproben zu machen, um möglichst viel Material zu erfassen und so den Zufall weitgehend einzuschränken.

Bei der mehr sessilen Lebensweise der Cocciden bereitete die Beobachtung während des ganzen Jahres keine größeren Schwierigkeiten, vorausgesetzt, daß zu laufender Untersuchung geeignete größere Kolonien gefunden waren. Meist halten sich diese am gleichen Ort über einige Jahre hinweg ständig in größerer Individuenzahl. Zur genauen Beobachtung war zumindest einmal wöchentlich die Kontrolle jeder Art nötig, und zwar an mehreren Plätzen mit möglichst unterschiedlichen Umweltbedingungen. Die verschiedenen Entwicklungsstadien mußten oft erst mikroskopisch bestimmt werden, da Exuvien fast ausnahmslos nur unmittelbar nach der Häutung nachweisbar sind. Die Ermittlung der Eizahl bereitete bei vielen oviparen Arten geringe Schwierigkeiten: der Schild wurde abgehoben oder die Eisäcke geöffnet und die Eier einzeln unter dem Binokular ausgezählt, da Schätzungen der Eizahl zu fehlerhaft ausfallen. Bei den ovoviviparen oder viviparen Arten konnte das ungefähre Vermehrungspotential nur durch die Auszählung der unter den Schilden zurückgebliebenen Eihäute oder der Embryonen in den mütterlichen Ovariolen ermittelt werden. Da aus dem Vorhandensein von Männchen — sie leben teilweise viel versteckter als die Weibchen — noch keine Klarheit über die Vermehrungsweise gewonnen werden kann, mußten bei vielen Arten die Weibchen vor dem Auftreten der Männchen isoliert werden, um eventuelle Parthenogenese nachweisen zu können. Hierzu wurden Stämmchen, Zweige und Blätter sorgfältig von männlichen Entwicklungsstadien gesäubert und die verbliebenen unbegatteten weiblichen Tiere mit einem Beutel aus Müller-Gaze umgeben, zuletzt sämtliche Öffnungen mit wasserdichtem Klebstoff verschlossen. Die Isolierungen wurden gleichzeitig in verschiedenen Kolonien der gleichen Art durchgeführt, um mögliche Unterschiede in der Vermehrungsweise innerhalb der einzelnen Arten festzustellen. Rund 2 Monate nach dem Auftreten der Männchen wurden die Gazebeutelchen wieder entfernt und die Weibchen auf Eiablagen oder Larven untersucht.

Zuchten wurden nur mit den in Gewächshäusern vorkommenden Arten im Laboratorium oder in den Gewächshäusern selbst durchgeführt. Bei ca. 25° C und über 90%iger Luftfeuchtigkeit gediehen alle Arten gut. Um gleichaltriges Material zum Studium der Entwicklungsdauer einer Generation

oder einzelner Stadien zu erhalten (bei der ununterbrochenen Vermehrung sind die Kolonien der Gewächshausarten ständig aus den verschiedensten Entwicklungsstadien zusammengesetzt) wurden unbefallene Pflanzen mit „Wanderlarven" (noch nicht festgesogene Junglarven) oder noch unter den mütterlichen Schilden oder in den Eisäcken befindlichen Larven infiziert. Man kann auch mit eierlegenden Weibchen besetzte Pflanzenteile an coccidenfreien Pflanzen befestigen; die auskriechenden Junglarven siedeln sich gewöhnlich ohne weiteres auf der neuen Pflanze an. Während an Freilandpflanzen aus noch zu schildernden Gründen Übertragungen häufig völlig negativ verliefen, zeigten sich Gewächshauspflanzen fast durchweg sehr anfällig.

Rund ein Viertel der im Mittelfränkischen Becken und im Fränkischen Jura beobachteten Arten erwies sich als neu für die deutsche Fauna oder überhaupt neu für die Wissenschaft. Aus diesem Grunde wurde eine systematische Bearbeitung dieser Arten erforderlich. Gleichzeitig wurden auch die anderen, den Großteil der bekannten deutschen Coccidenfauna umfassenden Schildlausarten, wenn nötig, einer systematischen Kritik unterzogen. Es wird damit angestrebt, auch Nichtfachleuten eine Bestimmung zu ermöglichen; trotzdem ist in einer ganzen Reihe von Fällen eine Spezialkenntnis notwendig.

Es war zunächst schwierig, Anschluß an den derzeitigen Stand der Coccidensystematik zu gewinnen, da in der deutschen Literatur mit Ausnahme einiger Diaspidinengruppen keine Beschreibungen und Zeichnungen existieren, die etwa dem heutigen Stand der Forschung voll entsprochen hätten. Durch die zahlreichen Neubeschreibungen in den letzten Jahrzehnten in Europa und der übrigen Welt hat sich die an sich schon schwierige Systematik weiter kompliziert, so daß es heute nötig ist, jeder Beschreibung genaue Zeichnungen mit Berücksichtigung aller verwertbaren Merkmale beizugeben. Daß eine Ermittlung dieser Merkmale sehr zeitraubend ist und viele davon nur mit Ölimmersion erkennbar sind, darf kein Hinderungsgrund sein. Die Bestimmung vieler Arten wird dadurch weiter erschwert, daß diese stark variieren und Rassen abspalten. Stößt die Bestimmung vieler Arten schon auf Schwierigkeiten, so ist die Abgrenzung von Rassen noch komplizierter.

Um günstige Präparate zur Anfertigung von Zeichnungen zu erhalten, ist eine sorgfältige Vorbehandlung der Objekte erforderlich: Nach einem bei den einzelnen Arten unterschiedlich langen Kochen — meist mehreren Minuten — in Kalilauge wurden die zur Zeichnung vorgesehenen Exemplare wieder in 70%igen Alkohol zurückgebracht und dann nach Passieren der Alkoholreihe (96%, Alk. abs.) in Nelkenöl oder Milchsäure übergeführt. Schon wenige Stunden nach der Nelkenölbehandlung waren viele Präparate zeichenfertig, wieder andere eigneten sich erst nach mehrtägigem Liegen in der Aufhellungsflüssigkeit. Bei manchen Objekten genügte schon eine kürzere Behandlung mit Kalilauge oder Milchsäure. Von allen bearbeiteten Arten wurden Dauerpräparate in Kanadabalsam als Belege angefertigt. Sie befinden sich in der Sammlung des Verfassers.

In der Nomenklatur habe ich mich nach den von den beiden Schildlauskennern FERRIS (1937 u. a.) und BALACHOWSKY (1948 u. a.) in ihren großen Monographien gebrauchten Namen gerichtet. Alle anderen Wege verhindern eine Koordinierung der sehr schwierigen Coccidennomenklatur und

sind nur geeignet, Verwirrung zu stiften und Theorie und Praxis die Arbeit zu erschweren, was nicht die Aufgabe der Systematik werden darf. Es erscheint völlig fruchtlos, sich in eine Debatte über die Ansicht eines früheren Autors einzulassen, wenn man bedenkt, mit welchen Merkmalen heute gearbeitet werden muß, während die alten Beschreibungen, wie z. B. diejenigen Bouché's, oft nur aus einem knappen Satz bestehen. — In der Bearbeitung sind den gebräuchlichen Namen noch die wichtigsten Synonyma beigegeben, um eine weitere Erleichterung zu schaffen. Außerdem wurde die Nomenklatur Lindinger's, die sehr häufig von derjenigen der anderen Autoren abweicht, durch besondere Zusätze berücksichtigt.

Die Klassifikation der Cocciden hat noch kein endgültiges Stadium erreicht. Grundlegende systematische Bearbeitungen sind bisher nur bei wenigen Gruppen vorgenommen worden. Ursprünglich rechnete man den Schildläusen als Rhynchotenunterordnung (*Coccoïdea*) nur eine einzige Familie, die *Coccidae*, zu. Diese Familie wurde von den einzelnen Autoren unterschiedlich in eine Reihe von Unterfamilien aufgeteilt. Die Untersuchungen der letzten beiden Jahrzehnte haben zur Aufstellung neuer Systeme geführt (Ferris 1937, Silvestri 1939, Balachowsky 1948, Borchsenius 1950): bisherige Unterfamilien wurden zu Familien erhoben und eine Anzahl neuer Familien und Unterfamilien aufgestellt. Die Klassifikation Balachowsky's, die dieser Arbeit zugrundeliegt, hat drei Familien mit einigen Unterfamilien; letztere sind weiter in Tribus untergeteilt. Dieses System wurde mit einigen kleinen Änderungen übernommen: Die *Rhynchota* (= *Hemiptera)* werden als Überordnung (von Balachowsky als Ordnung), die *Homoptera* als Ordnung, die *Coccoïdea* als Unterordnung (von Balachowsky als Superfamilie) aufgefaßt. Für die Familien wurde die von Ferris verwendete Endung *-idae* anstatt der von Balachowsky gebrauchten Endung *-oïdae* vorgezogen.

Für die Hilfe mit Literatur bin ich besonders den Spezialisten Prof. Dr. Balachowsky (Paris) und Prof. Goux (Marseille) sehr dankbar. Herrn Dr. Reyne (Amsterdam) verdanke ich die Bestimmung bzw. Nachbestimmung einiger Arten, für die ich keine Literatur beschaffen konnte. Dank schulde ich auch Herrn Dr. Lindinger (Hamburg) für die Bestimmung einiger Gewächshausarten und Herrn Rechnungsrat Wünn (Kirn) für viele Hinweise und Ratschläge. Den Großteil aller bearbeiteten Arten habe ich selbst bestimmt.

Liste der in Franken beobachteten und bearbeiteten Arten

Orthezia urticae (L.)
Ortheziola vejdovskyi Sulc
Newsteadia floccosa (De Geer)
Macrocerococcus superbus Leonardi (neu für Deutschland)
Pseudococcus citri (Risso) (Gew.)[3])
„ *adonidum* (L.) (Gew.)
„ *nipae* (Maskell) (Gew.)
„ *walkeri* Newstead
Pseudococcus newsteadi Green (neu für Deutschland)
„ *calluneti* Lindinger
Ripersia (?) europaea Newstead
„ *mesnili* Balachowsky
Rhodania porifera Goux (neu für Deutschland)
Rhizoecus albidus Goux (neu für Deutschland)
Phenacoccus aceris (Signoret)

[3]) (Gew.) = In Gewächshäusern vorkommende Art.

Phenacoccus piceae (LÖW)
„ (?) *cholodkovskyi* MARCHAL (neu für Deutschland)
Phenacoccus comari (KÜNOW)
Heliococcus radicicola GOUX (neu für Deutschland)
Trionymus perrisii (SIGNORET) (neu für Deutschland)
Eriococcus aceris (LÖW)
„ *pseudinsignis* GREEN (neu für Deutschland)
Eriococcus insignis NEWSTEAD (neu für Deutschland)
Eriococcus glyceriae GREEN (neu für Deutschland)
Eriococcus devoniensis GREEN
„ *reynei n. sp.*
Gossyparia ulmi (L.)
Cryptococcus fagi (BÄRENSPRUNG)
Fonscolombia fraxini (KALTENBACH)
Kermes quercus (L.)
Eulecanium coryli (L.)
„ *corni corni* (BOUCHÉ)
„ *corni crudum* (GREEN)
„ *pulchrum* (MARCHAL)
„ *bituberculatum* (TARGIONI)
„ *ciliatum* (DOUGLAS)
„ *arion* (LINDINGER)
„ *sericeum* (LINDINGER)
„ *franconicum* (LINDINGER)
Saissetia hemisphaerica (TARGIONI) (Gew.)
„ *oleae* (OLIVIER) (Gew.)
Eucalymnatus tessellatus (SIGNORET) (Gew.)
Coccus hesperidum L. (Gew.)
Sphaerolecanium prunastri (FONSCOLOMBE)
Physokermes piceae (SCHRANK)
Pulvinaria vitis (L.)
Phyllostroma myrtilli (KALTENBACH)
Eriopeltis festucae (FONSCOLOMBE)
„ *stammeri n. sp.*
Luzulaspis luzulae (DUFOUR)
„ *frontalis* GREEN (neu für Deutschland)
Parafairmairia gracilis GREEN (neu für Deutschland)
Lecanopsis formicarum NEWSTEAD (neu für Deutschland)
Asterolecanium variolosum (RATZEBURG)
„ *oncidii* COCKERELL (Gew.)
Aspidiotus hederae hederae (VALLOT) (Gew.)
„ *hederae unisexualis n. ssp.* (Gew.)
„ *spinosus* COMSTOCK (Gew.)
Dynaspidiotus abietis (SCHRANK)
„ *bavaricus* (LINDINGER)
„ *britannicus* (NEWSTEAD) (Gew.)
Quadraspiditus ostreaeformis (CURTIS)
„ *pyri* (LICHTENSTEIN)
„ *gigas* (THIEM et GERNECK)
„ *zonatus* (FRAUENFELD)
Hemiberlesia rapax (COMSTOCK) (Gew.)
„ *lataniae* (SIGNORET) (Gew.)
Chrysomphalus dictyospermi (MORGAN) (Gew.)
Mycetaspis personatus (COMSTOCK) (Gew.)
Diaspis visci (SCHRANK)
„ *boisduvali* (SIGNORET) (Gew.)
„ *bromeliae* (KERNER) (Gew.)
„ *zamiae* MORGAN (Gew.)
Lepidosaphes newsteadi (SULC)
„ *rubri* THIEM
„ *ulmi ulmi* (L.)
„ *ulmi bisexualis* THIEM
„ *pinniformis* (BOUCHÉ) (Gew.)
Chionaspis salicis (L.)
Pinnaspis pandani (COMSTOCK) (Gew.)
„ *aspidiastrae* (SIGNORET) (Gew.)

Howardia biclavis (Comstock) (Gew.)
Pseudoparlatoria parlatorioides (Comstock) (Gew.)
Parlatoria proteus (Curtis) (Gew.)
Syngenaspis parlatoriae Sulc (neu für Deutschland)
Leucaspis löwi (Colvée)
„ *candida* (Targioni)
Gymnaspis aechmeae Newstead (Gew.)

II. Spezieller Teil

Entwicklungszyklus, Biologie, Ökologie und Systematik der einzelnen Arten

Vorbemerkungen: Die Übersichten über die Familien und Unterfamilien sind nur nach den im Beobachtungsgebiet aufgefundenen Arten zusammengestellt. Da der Großteil aller bisher in Deutschland gefundenen Arten bearbeitet wurde, besitzen viele Angaben für die deutsche Coccidenfauna allgemeine Gültigkeit. — Das Beobachtungsjahr, in dem der Entwicklungszyklus in seinem zeitlichen Ablauf untersucht wurde, ist durch Kursivdruck hervorgehoben. Beispiel 1948, *1949*, 1950. — Zur Bezeichnung der ungefähren Zahl der Funde auf bestimmten Pflanzen und der Individuenzahl wurden folgende Symbole verwendet: v = vereinzelte Funde (1—5 Fundstellen), vv = mehrere Funde (6—10 Fundstellen), vvv = zahlreiche Funde (über 10 Fundstellen); + = wenige Tiere (1—5 Individuen), ++ = mehrere Tiere (5—20 Individuen), +++ = viele Tiere (über 20 Individuen). Beispiel: *Pirus malus* (vv/++), d. h. an *Pirus malus* wurden an mehreren Fundstellen mehrere Läuse einer bestimmten Art festgestellt. Bei den Gewächshausarten ist die Zahl der Individuen und befallenen Pflanzen nicht angegeben, da die Zahlenverhältnisse innerhalb eines kurzen Zeitraumes sehr stark wechseln können. — Die für die Extremitäten und Stigmen angegebenen Größenmaße etc. betreffen immer das vordere Extremitäten- oder Stigmenpaar, wenn nicht anders vermerkt. Unter „*Cerarii*“ versteht man für die einzelnen Arten charakteristische, besonders am seitlichen Körperrand gelegene Dorngruppen. Der „*Circulus*“ oder die „*Ventrale Impression*“ ist ein etwas unterhalb des hinteren Extremitätenpaares in der Körpermitte gelegenes Gebilde, das auch als ventromediane Drüse bezeichnet wird.

Familie: *Margarodidae*
Unterfamilie: *Ortheziinae*
Tribus: *Ortheziini*

Tribus: *Ortheziini* (Übersicht nach den Genera *Orthezia* Bosc, *Ortheziola* Sulc und *Newsteadia* Green. Angaben über Männchen und männliche Entwicklung nur nach Beobachtungen an *Newsteadia floccosa* Deg.).

Die *Ortheziini* sind große, mit weißen Sekretplatten bedeckte Schildläuse. Sie gehören nach ihrer Organisation, Entwicklung und Lebensweise zu den primitivsten Cocciden. Die Läuse sind während des ganzen Lebens frei beweglich, laufen aber nur wenig und träge umher. Die Weibchen besitzen am Hinterende des Körpers aus langen Sekretplatten zusammengesetzte Marsupien. In diesen Bruträumen werden die Eier bis zum Schlüpfen der Larven umhergetragen. Alle Arten sind ovipar. Die weiblichen Tiere häuten sich während der Entwicklung dreimal (Entwicklungsstadien: Erstlarve, Zweitlarve, Drittlarve, adultes Tier), die männlichen viermal (Stadien: Erstlarve, Zweitlarve, Pronymphe, Nymphe, Imago). Mit jeder Häutung werden bei den Weibchen Antennen und Extremitäten vergrößert. Die Häutungsart ist bei den weiblichen Häutungen und der männlichen Ersthäutung gleich: Unter der alten Haut erfolgt eine Hautneubildung, dann eine Sprengung der Exuvie am ganzen seitlichen Körperrand. Das aus der alten Haut kriechende Tier hebt den dorsalen Teil der

Exuvie wie einen Deckel ab und zieht Antennen und Extremitäten aus der alten Umhüllung. Häufig bleibt der obere Teil der Exuvie noch längere Zeit auf dem anfangs sekretlosen Rücken der frischgehäuteten Tiere liegen. Die männlichen Zweitlarven umgeben sich vor der Verpuppung mit größeren Mengen fädiger Sekrete. Die zweite männliche Häutung und die weiteren Häutungen bis zur geflügelten Imago erfolgen durch aktives Abstreifen der Exuvien nach hinten vom Körper nach vorangegangenem Sprengen in der Kopfgegend. Bei der Begattung sitzt das Männchen auf der hinteren Rückenhälfte des Weibchens. Die Kopula kann wenige Minuten bis zu mehreren Stunden dauern. Bei verhinderter Begattung leben die Männchen bis zu fünf Tagen, sonst gewöhnlich einen bis zwei Tage. Die Larven schlüpfen einige Wochen nach der Ablage der Eier. Sie verlassen nach mehrtägigem „Reifungsaufenthalt" die mütterlichen Marsupien durch eine an deren Ende gelegene Öffnung, wandern eine kurze Strecke und gehen zur Nahrungsaufnahme über. Der Körper der *Orthezиini* ist im nackten Zustand schmutzig-graugrün oder gelblich gefärbt. Antennen und Extremitäten sind dunkel pigmentiert.

Orthezia Bosc
Orthezia urticae (L.)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, westliche Randgebiete des Fränkischen Jura. Beobachtungszeitraum: 1948, *1949*, 1950.

Nährpflanzen: *Scrophulariaceae: Melampyrum silvaticum* (vvv/+—+++), *M. pratense* (vvv/+—+++). *Compositae: Achillea millefolium* (vv/+—++). *Rosaceae: Fragaria vesca* (v/+); *Rubus fructicosus* (v/+), *R. idaeus* (v/+); *Filipendula ulmaria* (v/+). *Rubiaceae: Galium mollugo* (v/+). *Umbelliferae: Anthriscus silvestris* (v/++). *Balsaminaceae: Impatiens noli tangere* (v/+). *Papilionaceae: Trifolium-spec.* (v/++); *Vicia-spec.* (v/+); *Lathyrus vernus* (v/+).

Systematisches: WÜNN unterscheidet von *Orthezia urticae* zwei Rassen: Eine größere mit vorwiegend osteuropäischer Verbreitung auf der Hauptnährpflanze Urtica *(Orthezia urticae urticae* L.) und eine kleinere Rasse mit westeuropäischer Verbreitung auf *Melampyrum* als Hauptnährpflanze *(Orthezia urticae characias* Bosc). (WÜNN brieflich). Da weitere Unterscheidungsmerkmale bisher nicht bekannt sind und Vergleichsmaterial der östlichen Rasse nicht zur Verfügung stand, wurde diese Trennung hier nicht durchgeführt. Im Versuch entwickelten sich die *Melampyrum*-Tiere auf *Urtica* normal.

Die polyphage Art *Orthezia urticae* ist in der Krautschicht feuchterer, unterwuchsreicher Mischwälder des Fränkischen Beckens und des westlichen Jura verbreitet, besonders in Wäldern an schattigen Nord- und Nordwesthängen. Bevorzugte Nährpflanze ist *Melampyrum pratense*. Die Läuse leben hauptsächlich an den Blattunterseiten ihrer Nährpflanzen, ältere Weibchen saugen mit Vorliebe an Stengeln. Die stark befallenen Wirtspflanzen sind im Wachstum gehemmt, junge Stengel und Blätter zeigen Verkrümmungserscheinungen. Die Lauskolonien erreichen im Hochsommer an fast allen Plätzen höhere Individuenzahlen.

Alle Entwicklungsstadien mit Ausnahme der Erstlarve, darunter auch Weibchen, die im Spätsommer schon Eier abgelegt hatten („Altweibchen"), überwinterten in den obersten Moos- und Humusschichten des Waldbodens. Hauptüberwinterungsstadium war die weibliche Drittlarve. Die Tiere verließen Ende April bis Mitte Mai die Winterquartiere und wanderten auf die inzwischen herangewachsenen Nährpflanzen. Etwa 14 Tage nach der ersten Nahrungsaufnahme häuteten sich viele Tiere zu Drittlarven oder adulten Tieren. Die „Altweibchen" begannen Anfang Mai neue Marsupien zu bilden und im zweiten Maidrittel mit der Eiablage. Die ersten „Jung-

weibchen" (z. T. mit Brutraumanlage überwinterte Weibchen) legten im letzten Maidrittel die ersten Eier ab. Die ersten Larven schlüpften in den Marsupien der „Altweibchen" Mitte Juni, etwa vier Wochen nach der Ablage der Eier. Alle Überwinterungsstadien hatten sich bis zum letzten Junidrittel zu adulten Tieren entwickelt. Die „Altweibchen" starben nach Abschluß der Eiablage Ende Juni oder Anfang Juli. Die „Jungweibchen" blieben bis zum Hochsommer am Leben. Die übrigen, als jüngere Stadien überwinterten Tiere legten während des ganzen Sommers Eier und starben im Frühherbst. Die ältesten, Mitte Juni aus den Eiern der „Altweibchen" geschlüpften Larven entwickelten sich bis zum August zu adulten Tieren. Diese Weibchen erzeugten im August und September Eier, unterbrachen im Herbst die Ablage zur Überwinterung und legten dann im folgenden Jahr weitere Eier ab (=„Altweibchen"). Als ungefähre Eizahl konnten bei einigen Tieren 150—250 Eier ermittelt werden. Im Hochsommer wurden die verschiedensten Entwicklungsstadien, die zum größten Teil aus den Gelegen der als jüngere Stadien überwinterten Tiere stammten, beobachtet. Die ältesten dieser Tiere entwickelten sich bis zum Herbst zu adulten Tieren und überwinterten als „Jungweibchen". Ab Anfang Oktober begann die Abwanderung in den Waldboden zur Überwinterung. Mitte Oktober wurden die letzten Zweitlarven nach kurz vorher erfolgter Häutung beim Abwandern beobachtet. Männchen oder männliche Entwicklungsstadien konnten nicht aufgefunden werden; andere Autoren beschreiben sie als sehr zahlreich. Rein parthenogenetische Fortpflanzung war in den untersuchten Kolonien sicher. Parasiten wurden nicht festgestellt.

Ortheziola Sulc
Ortheziola vejdovskyi Sulc

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Fränkischer Jura.
Beobachtungszeitraum: 1949, *1950.*
Nährpflanzen: *Gramineae: Dactylis glomerata* (v/+); *Arrhenaterum elatius* (v/+); *Festuca ovina* (vv/+—+++).

Im Fränkischen Becken ist die Coccide örtlich in geringer Zahl verbreitet. Sie wurde hier nur in der Umgebung von Erlangen an schattigen Nordseiten und vermoosten Wiesen an Böschungen und unter Steinen gefunden. Im Fränkischen Jura tritt sie etwas häufiger auf und lebt hier hauptsächlich in den Böden schattiger, vermooster Hangwiesen. Die Läuse saugen einzeln oder gesellschaftlich an den Wurzeln verschiedener Gramineen, im Jura besonders von *Festuca ovina.*

Neben allen anderen Entwicklungsstadien überwinterten auch Erstlarven. Hauptsächlich überwinterten Drittlarven, junge und alte adulte Weibchen. Die überwinterten „Altweibchen" — wie bei den anderen Ortheziinen Weibchen, die im vergangen Spätsommer schon Eier erzeugt hatten — bildeten im Mai neue Bruträume und legten Anfang Juni die ersten Eier ab. Die jüngeren Überwinterungsstadien häuteten sich im Laufe des Mai. Die ersten Larven schlüpften etwa 30 Tage nach der Eiablage Anfang Juli aus den Gelegen der „Altweibchen". Die „Jungweibchen" und die übrigen Überwinterungstadien, die sich bis spätestens August zu adulten Tieren entwickelt hatten, erzeugten bis Mitte September Eier und starben. Die Weibchen erzeugten im Durchschnitt zwischen 20 und 40 Eiern. Die aus den Sommergelegen hervorgegangenen Larven entwickel-

ten sich teilweise noch im gleichen Jahr zu adulten Tieren. Die jüngsten, Mitte Oktober geschlüpften Larven überwinterten als Erstlarven. Die Überwinterung erfolgte am Entwicklungsort an den Wurzeln der Nährpflanzen, wenige Zentimeter tief im Erdboden. Männchen wurden nicht beobachtet, die Fortpflanzung erfolgte wahrscheinlich rein parthenogenetisch. Alle untersuchten Tiere waren unparasitiert.

Newsteadia GREEN
Newsteadia floccosa (DE GEER)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Fränkischer Jura, Fichtelgebirge, Oberpfälzer Wald, Oberbayern.
Beobachtungszeitraum: 1948, *1949*, 1950.
Nährpflanzen: *Carex*-Arten, verschiedene Pilze, Moose und vermoderndes Laub.

Die Art ist in allen untersuchten Gebieten relativ häufig und weit verbreitet. Sie lebt besonders in etwas feuchteren, humosen und moosreichen Waldböden. Auch auf schattigen, vermoosten Wiesen konnte sie beobachtet werden. An Pflanzenwurzeln (*Carex*-Arten) saugende Läuse sind nur selten zu finden; oft befindet sich in weitem Umkreis vom Aufenthaltsort der Tiere außer spärlichen Moosen keine grüne Pflanze. Im Versuch entnahmen die Tiere Pilzhyphen und vermodernden Blättern Nährstoffe. In feucht gehaltenem Humus und verfaulendem Laub waren sie monatelang gut züchtbar. Die Art kann auch längere Trockenperioden ohne Nahrungsaufnahme gut überstehen.

Alle Entwicklungsstadien mit Ausnahme der Erstlarven überwinterten. Wie bei den anderen untersuchten Arten der *Orthezиini* überwinterten auch Weibchen, die im Herbst schon Eier abgelegt hatten („Altweibchen"). Diese Weibchen setzten nach der Überwinterung und Erneuerung der Marsupien im letzten Aprildrittel die Eiablage fort. Die ersten Junglarven schlüpften Ende Mai etwa 30—35 Tage nach der Ablage der Eier. Ende April und in der ersten Maihälfte häuteten sich die jüngeren Überwinterungsstadien zu Drittlarven oder adulten Tieren. Die überwinterten „Jungweibchen" begannen ab Mitte Mai mit der Eiablage. Die Weibchen erzeugten im Durchschnitt zwischen 40 und 80 Eiern. Die aus den Gelegen der „Altweibchen" stammenden Tiere wurden im Juli oder August geschlechtsreif und erzeugten im August und September Eier, unterbrachen die Ablage Ende September zur Überwinterung. Die aus den Gelegen der „Jungweibchen" und der jüngeren Überwinterungsstadien stammenden Tiere entwickelten sich bis zum Herbst zum Teil noch zu adulten Tieren. Männchen und männliche Entwicklungsstadien wurden besonders im Juli und August beobachtet. Vermutlich sind die Weibchen begattungsbedürftig. Mitte Oktober häuteten sich die letzten Erstlarven. Die Überwinterung fand am ständigen Aufenthaltsort der Läuse in den obersten Schichten der Humusdecke des Waldbodens statt. Parasitierung wurde nicht festgestellt.

Familie: *Lecaniidae*
Unterfamilie: *Kerminae*
Tribus: *Pseudococcini*

Tribus: *Pseudococcini* (Übersicht nach den Gattungen Macroceroccus LEONARDI, Pseudococcus WESTWAHL, *Ripersia* SIGNORET, *Rhodania* GOUX, *Rhizoecus* KÜNKEL, Phenacoccus COCKERELL, *Heliococcus* SULC, *Trionymus* BERG).

Die *Pseudococcini* besitzen viele primitive Merkmale. Einige Arten sind während des ganzen Lebens, zum Teil noch bei der Eiablage, frei beweglich, andere bis zum Beginn des adulten Stadiums. Vor *(Ripersia, Rhodania)* oder während der Eiablage *(Pseudococcus, Phenacoccus, Trionymus)* bilden die Weibchen sog. „Eisäcke" aus fädigen Hautdrüsensekreten. Die Eier werden in diesen Gebilden zur Ablage gebracht. Die Junglarven müssen sich nach dem Auskriechen entweder an beliebigen Stellen durch die Sekretfäden zwängen (kugelige Eisäcke von *Ripersia* und *Rhodania)* oder finden am Vorderende der Eisäcke, wo das abgestorbene Muttertier liegt, den Weg ins Freie *(Pseudococcus, Phenacoccus, Trionymus).* Ovovivipare Arten *(Ripersia europaea, Pseudococcus nipae, Ps. adonidum, Phenacoccus comari)* bilden keine typischen Eisäcke. Die drei erstgenannten Arten erzeugen nur geringe fädige Sekrete, *Phenacoccus comari* sitzt als adultes Tier in einem schalenartigen Sekretgebilde und gibt in dieses die nach kurzer Zeit schlüpfenden Eier ab. Die weiblichen Tiere häuten sich im Laufe ihrer Entwicklung in der Regel dreimal (Stadien: Erstlarve, Zweitlarve, Drittlarve, adultes Tier). Antennen und Extremitäten werden in den meisten Fällen mit jeder Häutung vergrößert. Die männlichen Tiere durchlaufen vier Häutungen (Stadien: Erstlarve, Zweitlarve, Pronymphe, Nymphe, Imago). Von der männlichen Zweitlarve wird vor der Verpuppung ein oval geformtes Puparium aus lockeren, fadenartigen Drüsensekreten gebildet (gleiche Verhältnisse auch bei den *Eriococcini* und *Kermesini).* Alle Häutungen beider Geschlechter verlaufen ähnlich: Nach dem Sprengen der alten Haut in der Kopfgegend wird die Exuvie nach hinten vom Körper gestreift. Die männlichen Stadien stoßen die alten Häute aus den Puparien. Die Männchen sind geflügelt oder flügellos und besitzen am Abdominalende zumeist einige Wachsraife. Viele *Pseudococcini* vermehren sich obligat zweigeschlechtlich, doch auch Parthenogenese ist weit verbreitet. Durch die Sekrete von Hautdrüsen besitzt die Haut der weiblichen und männlichen Tiere einen pulverigen Belag. Diese Sekretbildung ist bei *Macrocerococcus superbus* Leon. am stärksten und erinnert an die Sekretplatten der *Orthezиini.* Die *Pseudococcini* sind fleischfarben bis violett *(Pseudococcus, Ripersia, Trionymus, Phenacoccus),* orangegelb *(Rhodania),* weißlich *(Rhizoecus)* oder dunkel graugrün *(Phenacoccus, Macrocerococcus)* gefärbt.

Macrocerococcus Leonardi

Macrocerococcus superbus Leonardi (= *Ceroputo superbus* Leon.)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Stadtrand von Fürth. Neu für die deutsche Fauna. Bisher bekannte Verbreitung: Italien, Südfrankreich, Rußland.

Beschreibung: Jüngeres, adultes Weibchen: Leicht verlängert-eiförmig, Farbe schmutzig-grünlichgrau. Antennen sehr gut entwickelt, neungliederig. Formel: 3, 9 (5), 4, 2, 1, 6, 7 (8). Länge der Antenne ca. 1450 µ. Starke, längere Antennenbeborstung, 2. Antennenglied dorsal mit kleinem Sinnesporus. Extremitäten lang und kräftig ausgebildet; Tibia fast dreimal so lang wie der Tarsus. Sehr starke Beborstung, besonders auf der Innenseite von Tibia und Tarsus, auf der Außenseite etwas längere und weniger zahlreiche Borsten. Klauen an der Innenseite mit stärkerem Dorn, Endborsten nicht geknöpft. Trochanter jederseits mit drei Sinnesporen. Länge der Extremität ca. 2000 µ. Stigmen gut ausgebildet, von einigen scheibenförmig-dreiporigen Drüsen umgeben. Labium relativ schmal, fast doppelt so lang wie an der Basis breit, Beborstung ohne Besonderheit. Augen sehr groß, auf einem pigmentierten Sockel dicht neben dem Antennenansatz. Circulus deutlich und groß, ca. 300 µ lang und 70 µ breit, pigmentiert. Geschlechtsöffnung deutlich

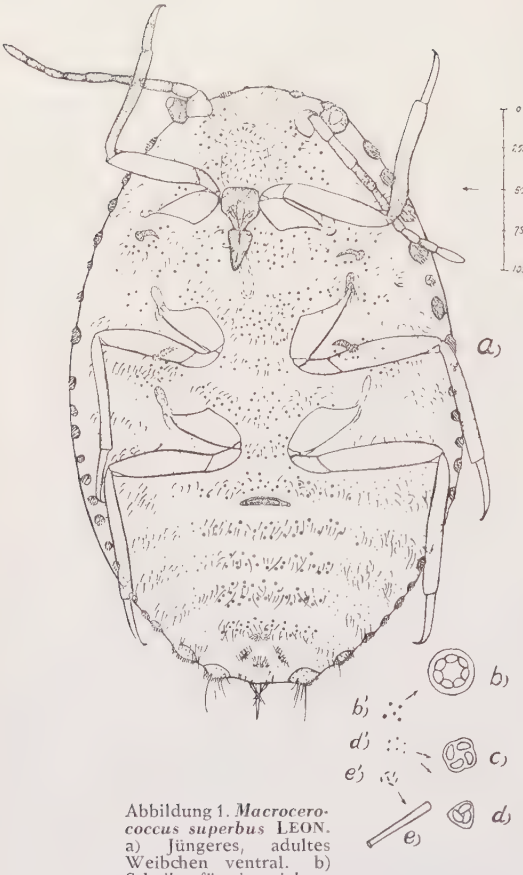
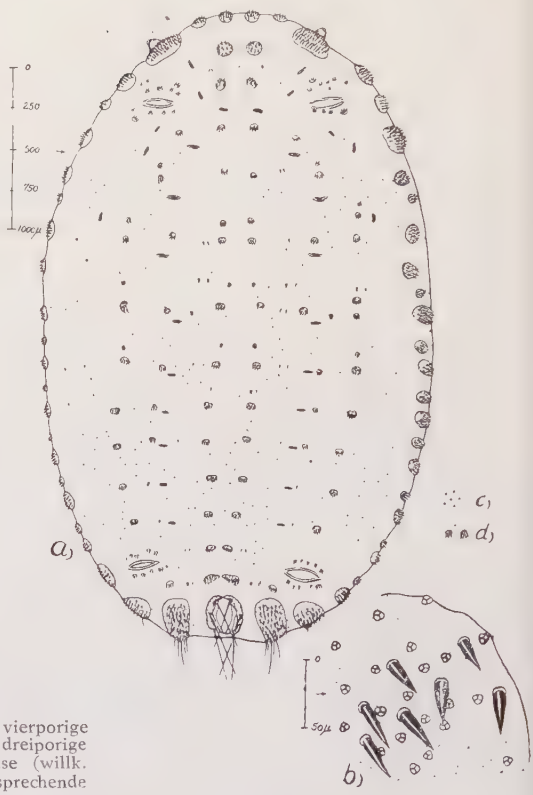


Abbildung 1. *Macrocerococcus superbus* LEON. a) Jüngeres, adultes Weibchen ventral. b) Scheibenförmige, siebenporige Drüse (stark vergrößert). c) Scheibenförmige, vierporige Drüse (willkürlich vergr.). d) Scheibenförmige, dreiporige Drüse (willk. vergr.). e) Lange, tubulöse Drüse (willk. vergr.). b'), d'), e') Den einzelnen Drüsen entsprechende Symbole, die bei a) verwendet sind

Abbildung 2 (unten). *Macrocerococcus superbus* LEON. a) Jüngeres, adultes Weibchen dorsal. b) Pigmentiertes Rückenfeld mit Dornen und scheibenförmigen, dreiporigen Drüsen. c) Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, dreiporige Drüsen. d) Bei a) verwendetes Symbol für pigmentierte Dornfelder



sichtbar. Über den Mundwerkzeugen kleiner Wulst ausgebildet. Dorsalseite mit zahlreichen, pigmentierten Feldern, diese mit vielen Dornen besetzt. Dornenfelder in mehreren Reihen angeordnet, die größten der Rückenfelder auf der Stirn und vor dem Analring. Deutliche, mit starkem chitinisiertem Rand versehene Foveolenpaare, von kleinen Dorngruppen umstellt; einzelne oder wenige Dornen auch vereinzelt zwischen den größeren Dornfeldern. Cerarii als große, seitliche Dornfelder ausgebildet, besonders groß auf den beiden letzten Segmenten und in Höhe der Augen, Zahl 24—26 (variabel, da Teilungen größerer Felder relativ häufig vorkommen). Cerariifelder und dorsale Dornfelder wie die ganze Dorsalseite mit zahlreichen scheibenförmigen, dreiporigen Drüsen besetzt. Analring mit gut sichtbarer Analtube, Innenseite mit zahlreichen größeren „Zellen". Außenseite mit vielen, ziemlich gleichmäßigen, nicht in Reihen angeordneten kleineren Poren und acht langen und starken Borsten. Ventralseite mit zahlreichen, vor allem in den seitlichen Regionen verbreiteten, scheibenförmigen drei-, selten zwei- oder vierporigen Drüsen. Auf den mittleren Regionen der ganzen Ventralseite und um die Stigmen in großer Zahl auch scheibenförmige, hauptsächlich siebenporige Drüsen verbreitet. Auf dem Stirnwulst lange, tubulöse Drüsen in größerer Zahl. Extremitäten, Antennen, Augensockel und Stigmen dunkel pigmentiert (Abb. 1, 2, 3).

Adultes Männchen: Schmutzig grünlichgrau gefärbt, im Leben mit starken, weißen, pulverigen Wachsausscheidungen bedeckt. Ohne Wachsraife am Abdominalende. Antennen

sehr groß ausgebildet. Die beiden ersten Glieder klein, die folgenden lang und schmal. Formel: 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 1, 2. Beborstung sehr stark und lang. Länge der Antenne ca. 2200 µ. In der Mitte des Thorax drei unterschiedlich gebaute Chitinspangen. Penisscheide groß, dunkel pigmentiert, Penis sehr deutlich, Stirn, ventrale und dorsale Körperseite sehr stark beborstet und von scheibenförmigen, in der Regel fünfporigen Drüsen besetzt. Kopf mit pigmentierten Augenfeldern, auf jeder Seite fünf Punktaugen (Abb. 4, 5).

Beobachtungszeitraum: 1949, *1950*.

Nährpflanzen: *Gramineae: Dactylis glomerata* (v/+); *Bromus mollis* (v/+ —++), *Br. sterilis* (v/+); *Festuca ovina* (v/+); *Agrostis vulgaris* (v/+).

Von dieser Art konnte ein Vorkommen im Stadtgebiet von Fürth nachgewiesen werden. Der Platz war sehr warm und schattig. Die Cocciden saugten an Stengeln und Blättern verschiedener Gramineen, vorzugsweise an Stengeln oberhalb der Knoten.

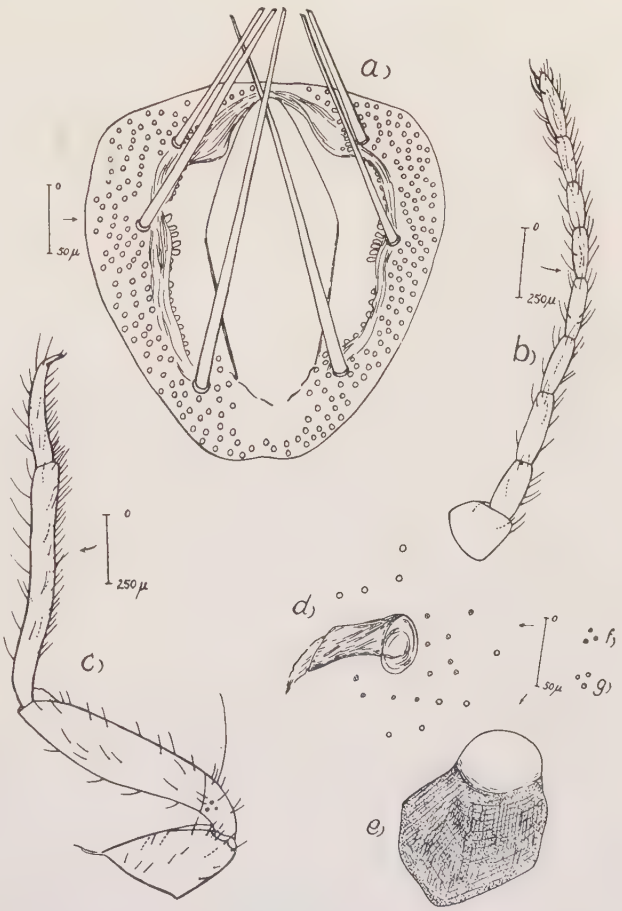


Abbildung 3. ***Macrocerococcus superbus*** LEON. a) Analring des adulten Weibchens. b) Antenne des adulten Weibchens. c) Extremität (vordere) des adulten Weibchens. d) Vorderes Stigma des adulten Weibchens. e) Punktauge mit Augensockel. f) Symbol für scheibenförmige, dreiporige Drüsen. g) Symbol für scheibenförmige, siebenporige Drüsen

Der Entwicklungszyklus konnte nicht völlig geklärt werden. Die Überwinterung erfolgte vermutlich im Eistadium. In der zweiten Maihälfte wurden Zweitlarven beider Geschlechter und weibliche Drittlarven gefunden. Ende Mai begannen sich die weiblichen Tiere zum adulten Stadium zu häuten, viele Tiere während der ersten Junihälfte. Die männlichen Zeitlarven häuteten sich im letzten Maidrittel zu Pronymphen und Nymphen und an der Wende Mai/Juni teilweise zu adulten Tieren. Die ungeflügelten Imagines erschienen hauptsächlich im ersten Junidrittel, Nachzügler bis ins letzte Junidrittel, entsprechend den 3. Häutungen der weiblichen Tiere. Nach der Begattung blieben die Weibchen noch zwei bis drei Wochen auf den Nährpflanzen und wanderten dann ab. Eiablagen konnten nicht beobachtet werden, da sich die Tiere stark zerstreuten. Alle untersuchten Läuse erwiesen sich als unparasitiert.

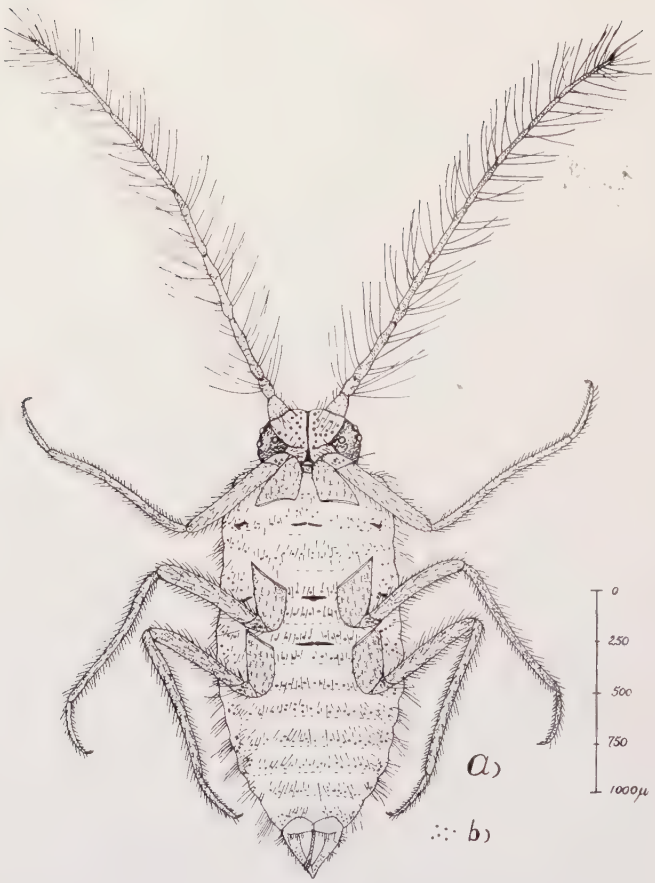


Abbildung 4. ***Macrocerococcus superbus*** LEON. Ventralansicht des adulten Männchens

Pseudococcus WESTWAHL *Pseudococcus citri* (RISSO)

Vorkommen: Erlangen, Botanischer Garten und einige andere Gärtnereien (Gewächshauswarm- und Kalthäuser).

Beobachtungszeit: *1949*, 1950.

Nährpflanzen: *Acanthaceae: Adhatoda vasica; Myoporum cristallinum. Lauraceae: Laurus nobilis. Proteaceae: Stenocarpus salignus; Grevillea robusta. Magnoliaceae: Drimys aromatica. Rutaceae: Melicope ternata; Citrus decumana. Moraceae: Ficus edulis, F. elastica, F. krishnei. Mimosaceae: Albizzia disticha. Myrtaceae: Malaleuca armillaris. Papilionaceae: Spartium junceum. Apocynaceae: Nerium oleander. Euphorbiaceae: Codiaeum variegatum, C. cornutum; Euphorbia miscatoria. Passifloraceae: Passiflora quadrangularis. Rubiaceae: Cinchona succirubra; Coffea arabica. Piperaceae: Piper macrophylla, P. betle, P. chaba. Cactaceae: Peireskia aculeata; Rhipsalis cribrata, Rh. virgata, Rh. pachyptera. Labiatae: Coleus hybridus. Caesalpiniaceae: Tamarindus indica. Zygophyllaceae: Guajacum officinale. Musaceae: Musa sumatrana. Myristicaceae: Myristica fragrans: Liliaceae: Aloë dichotoma; Clivia miniata; Asparagus sprengeri.*

Pseudococcus citri war in den untersuchten Gewächshäusern und an Zimmerpflanzen die häufigste und schädlichste Coccide. Die Art ist extrem polyphag und besitzt in allen Entwicklungsstadien große Beweglichkeit und unter Gewächshausbedingungen geringe Mortalität. An Kübelpflanzen erfolgte auch im Freiland während des Sommers günstige Entwicklung; im Kalthaus war im Winter keine Weiterentwicklung festzustellen. In Warmhäusern wurden im Jahr bis zu sechs Generationen beobachtet. Die Weibchen erzeugten im Durchschnitt 150—200 Eier. Die Junglarven schlüpften (bei durchschnittlich 20° C) 10—12 Tage nach der Eiablage. Zur Häutung, Verpuppung oder Eiablage verließ ein Teil der Tiere die Nährpflanze und kroch in die Ritzen von Pfählen, Brettern und anderen Gegenständen. In allen Vorkommen wurden viele geflügelte Männchen gefunden. Die Weibchen erwiesen sich als begattungsbedürftig. An den Nährpflanzen wurden in erster Linie Blätter befallen und teilweise zum Absterben gebracht. Parasiten wurden nicht festgestellt.

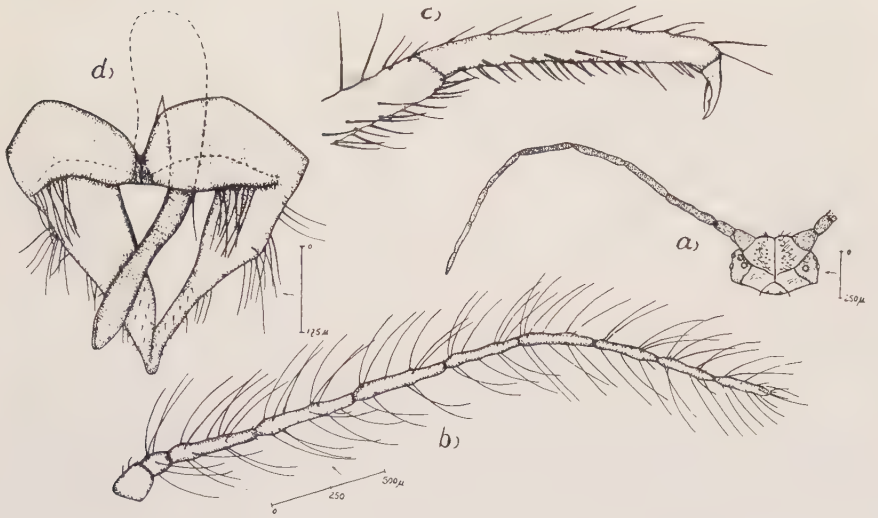


Abbildung 5. ***Macrocerococcus superbus*** LEON. a) Kopf des Männchens ventral. b) Antenne des Männchens. c) Tarsus und Klaue der vorderen Extremität. d) Penisscheide mit Penis

Pseudococcus adonidum (L.)

Vorkommen: Erlangen, Botanischer Garten (Gewächshauswarmhäuser).
Beobachtungszeitraum: 1948, *1949.*
Nährpflanzen: *Cycadaceae: Cycas revoluta; Dioon edule. Palmae: Chamaedorea ernesti-augusti, Ch. elatior; Phoenix canariensis. Liliaceae: Dracaena congesta. Polypodiaceae: Blechnum brasiliense. Apocynaceae: Nerium oleander. Moraceae: Ficus elastica.*

Die Lebensweise der in Warmhäusern verbreiteten Laus ähnelt der von *Ps. citri*; die Art erreichte aber, von vereinzelten Übervermehrungen abgesehen (besonders an *Blechnum* und *Cycas*), nie die Häufigkeit von *Ps. citri.* Größere Wärmebedürftigkeit und die geringere Wirtspflanzenzahl spielten dabei eine Rolle. Männliche Tiere wurden in ungefähr gleicher Zahl wie weibliche gefunden. Die Weibchen benötigten zur Fortpflanzung eine Begattung. Die Junglarven schlüpften wenige Stunden nach der Eiablage; die eierlegenden Weibchen wechselten bei Störungen den Aufenthaltsort. Vor der Abwanderung blieben die Junglarven noch 1—2 Tage unter dem Körper des Muttertieres. Die Weibchen legten täglich etwa 10—20 Eier ab, insgesamt ungefähr 200—300. Parasitierte Läuse konnten nicht beobachtet werden.

Pseudococcus nipae (MASKELL) (LINDINGER: *Ceroputo nipae* MASK.)

Vorkommen: Erlangen, Botanischer Garten (Gewächshauswarmhäuser).
Beobachtungszeit: 1948, *1949.*
Nährpflanzen: *Palmae: Phoenix canariensis; Chamaerops humilis; Carladovica palmata; Howea forsteriana; Rhapis flabelliformis; Trachycarpus excelsa, Tr. fortunei; Chrysalidocarpus lutescens, Chr. fortunei. Bromeliaceae: Guzmannia zahnii.*

Die wärmeliebende Schildlaus saugte in größeren Kolonien — teilweise kam auch Übervermehrung zustande — an der Unterseite von Palmwedeln, vereinzelt auch auf Bromeliaceen. Beide Geschlechter entwickelten

sich nebeneinander in ungefähr gleicher Zahl. Begattete Weibchen erzeugten etwa 150—200 Eier. Die Larven schlüpften aus den in Abständen von einigen Stunden abgelegten Eiern nach kurzer Zeit. Im Jahr wurden etwa fünf Geschlechterfolgen beobachtet. Der Schaden an den befallenen Palmen war bei starkem Befall erheblich; es kam zum Absterben von Wedeln und starker Fleckenbildung. Parasiten konnten nicht beobachtet werden.

Pseudococcus walkeri NEWSTEAD

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Umgebung von Groß-Dechsendorf.
Beobachtungszeitraum: 1949, *1950*.
Nährpflanzen: *Gramineae: Agrostis vulgaris* (v/+), *A. alba* (v/+); *Holcus lanatus* (v/+).

Die Art konnte an einem einzigen Fundort an einem schattigen, grasreichen Waldrand beobachtet werden. Trotz der schattigen Lage handelte es sich um einen sehr warmen Platz. Die Tiere sitzen gewöhnlich an der Oberseite von Gramineenblättern und sind von starken Wachssekreten bedeckt.

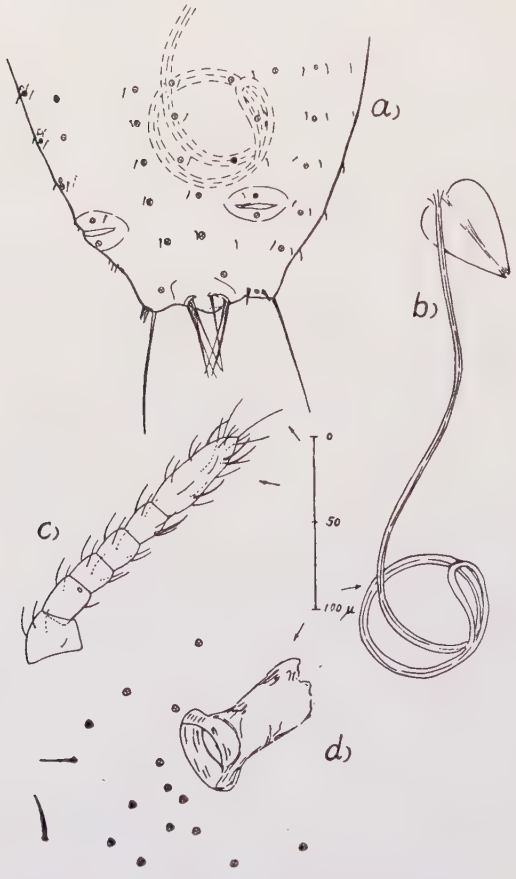


Abbildung 6. *Pseudococcus newsteadi* GREEN. a) Dorsalansicht des Abdomens der Erstlarve. b) Labium und Stechborsten in eingezogenem Zustand. c) Antenne der Erstlarve. d) Stigma (vorderes) des adulten Weibchens

Der genaue jährliche Entwicklungsgang konnte wegen Materialmangel nicht ermittelt werden. Trotzdem lassen die Funde eine ungefähre Rekonstruktion zu. Der Winter wird wahrscheinlich im Eistadium überstanden. In der ersten Junihälfte wurden Zeitlarven gefunden, Ende Juni Drittlarven und in der zweiten Julihälfte und Anfang August adulte Weibchen. Männchen oder männliche Entwicklungsstadien wurden nicht gefunden. Die Eiablage der Weibchen erfolgte wahrscheinlich im September, da die Tiere Ende August von den Gräsern abwanderten. Parasitierte Läuse wurden nicht festgestellt.

Pseudococcus newsteadi GREEN

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, östliche Randhöhen am Rathsberg. Neu für die deutsche Fauna. Bisherige Verbreitung: England, Holland, Rußland.

Beschreibung: Erste, frischgeschlüpfte Larve: Blaßgelb gefärbt, annähernd eiförmig.

Antennen gut ausgebildet, sechsgliederig, Formel: 6, 1 (2), 4 (5), 3. Zweites Glied mit dorsalem Sinnesporus. Extremitäten gut und kräftig entwickelt. Tarsus etwas länger als Tibia. Trochanter mit jederseits zwei Sinnesporen. Labium verlängert herzförmig, wesentlich länger als an der Basis breit. Stechborstenschleife im Endabschnitt mehrfach eingerollt, ungefähr körperlang. Analloben wenig abgesetzt, mit zwei großen Dornen und langer Endborste. Analring mit 6 längeren Borsten. Auf der Dorsalseite mehrere Reihen kleinerer Borsten, dazwischen reihenweise angeordnete, scheibenförmige, dreiporige Drüsen. Foveolen gut entwickelt, mit zwei Drüsen und einer dornartigen Borste besetzt. Ventralseite mit Reihen etwas längerer Borsten als dorsal, dazwischen in gewöhnlicher Anordnung scheibenförmige, fünfporige Drüsen; in der Nähe der Stigmen je eine Drüse gleichen Typs (Abb. 6).

Jüngeres, adultes Weibchen: Blaßgelb bis hell-orangefarben, eiförmig bis verlängert eiförmig. Länge ca. 2500 µ, Breite ca. 1500 µ. Antenne gut entwickelt, Formel der 8 Glieder: 8, 1, 2, 5, 4 (7), 5 (6). Zweites Glied mit dorsalem Sinnesporus. Beborstung der Antenne mittellang, Antennenlänge ca. 400 µ. Mentum etwa doppelt so lang wie an der Basis breit, Beborstung in der Größe unterschiedlich. Stechborsten über fünfmal so lang wie das Labium (Labium ca. 130 µ, Schleife ca. 840 µ). Extremitäten gut und besonders kräftig entwickelt, Tibia fast doppelt so lang wie der Tarsus. Tarsalendborsten stärker entwickelt, aber nicht geknöpft. Klauenborstenpaar deutlich geknöpft. Trochanter beiderseits mit zwei Poren und einer kräftigen, distalen Borste und einigen kleinen Borsten. Länge der Extremität ca. 500 µ. Stigmen normal entwickelt, von einigen dreiporigen Drüsen umgeben. Circulus sehr deutlich und groß (ca. 100 × 100 µ), nur der schwache Randwulst stärker pigmentiert. Loben mit einer längeren Endborste und einigen kleineren Borsten, sowie dem ersten Cerariipaar (zwei Dornen). Auf der ganzen Dorsalseite kurze, dornartige Borsten, in der Stirngegend etwas länger und stärker. Schmälere und breitere tubulöse Drüsen gewöhnlichen Typs besonders zahlreich an den Seiten der Abdominalsegmente; in den Seitenregionen der vorderen Körperhälfte weniger häufig. Dreiporige, gewöhnliche Drüsen zahlreich auf der ganzen Dorsalseite. Scheibenförmige, vielporige Drüsen konnten dorsal nicht beobachtet werden. Foveolen (2 Paare) gut sichtbar, von mehreren dreiporigen Drüsen umstellt. Auf der Ventralseite stärkere Beborstung, besonders auf Abdomen und Stirn. Scheibenförmige, vielporige Drüsen (Struktur schwer erkennbar) auf den Abdominalsegmenten, besonders

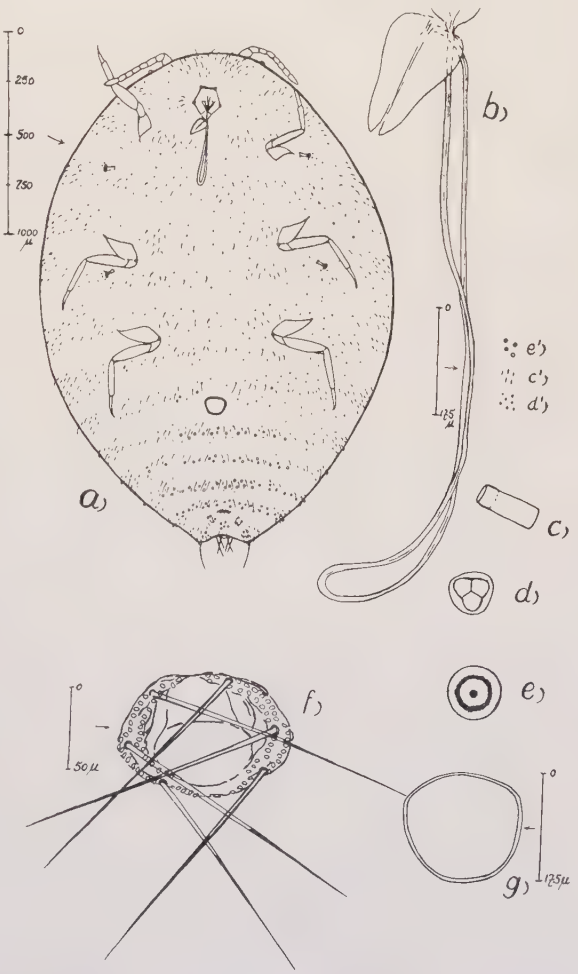


Abbildung 7. ***Pseudococcus newsteadi*** GREEN. a) Adultes Weibchen, Ventralansicht. b) Labium mit Stechborstenschleife. c) Breite, tubulöse Drüse (willkürlich vergr.). d) Scheibenförmige, dreiporige Drüse (willk. vergr.). e) Scheibenförmige, vielporige Drüse (willk. vergr.). f) Analring des adulten Weibchens. g) Circulus des adulten Weibchens. c') Bei a) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen. d') Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, dreiporige Drüsen. e') Symbol für bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, vielporige Drüsen

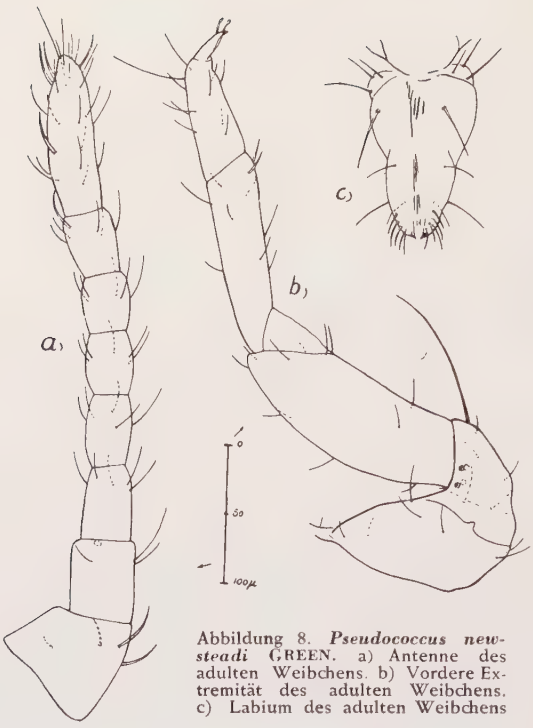


Abbildung 8. *Pseudococcus newsteadi* GREEN. a) Antenne des adulten Weibchens. b) Vordere Extremität des adulten Weibchens. c) Labium des adulten Weibchens

den mittleren Zonen bis auf die Höhe des Circulus; in der vorderen Körperhälfte nicht beobachtbar. Tubulöse breitere und schmälere Drüsen ventral besonders häufig auf dem Abdomen, zahlreich auch in den Randregionen der vorderen Körperhälfte und auf der Stirn; auch dreiporige Drüsen häufig, besonders auf dem Abdomen. Vulva gut sichtbar. Analring mit zwei Reihen ziemlich gleichförmiger Poren und sechs längeren Borsten. Cerarii wenig entwickelt, nur an den letzten vier Segmenten (inkl. Lobensegment) je zwei Dornen und mehrere dreiporige Drüsen, oberste Gruppe teilweise nur aus einem Dorn gebildet. Augen normal, seitlich gelegen (Abb. 6, 7, 8).

Beobachtungszeitraum: *1950.*

Nährpflanze: *Cupuliferae: Fagus silvatica* (vv/+ — + +).

Die bisher nur auf Rotbuche beobachtete Art wurde in schattigen Mischwaldbeständen des östlichen Keuperlandes gefunden. Die Larven saugten an Blättern und jungen Trieben, die adulten Weibchen an verholzten Pflanzenteilen. Vergesellschaftungen mit *Phenacoccus aceris* waren häufig.

Materialmangel verhinderte die völlige Klärung des jährlichen Entwicklungsganges. Die Überwinterung erfolgte vermutlich als weibliche Drittlarve in Rindenrissen und im Bodenlaub. Die Weibchen begannen in der Hauptsache im zweiten Maidrittel in vernarbenden Wunden oder anderen Schlupfwinkeln an der Nährpflanze mit der Eiablage. Als durchschnittliche Eizahl wurden in 15 Gelegen pro Weibchen 132 (86—213) Eier ausgezählt. Die Junglarven begannen etwa 25 Tage nach der Eiablage zu schlüpfen; das war ab Mitte Juni und im letzten Junidrittel. Die Larven setzten sich an Blattunterseiten und Jungtrieben fest. Die erste Häutung wurde Ende Juli und im August beobachtet. Parasiten konnten nicht nachgewiesen werden.

Pseudococcus calluneti LINDINGER[4])

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Rathsberg, Dechsendorf, Reichswald.

Beobachtungszeitraum: *1949*, 1950.

Nährpflanzen: *Ericaceae: Calluna vulgaris* (vv/+—+ + +); *Vaccinium myrtillus* (v/+ +), *V. vitis-idaea* (v/+ +).

Pseudococcus calluneti lebt auf sandigen Heiden des Fränkischen Beckens. Warme Südhänge mit starker Sonneneinstrahlung werden in erster Linie besiedelt. Die Läuse leben in größeren Kolonien an der Unter-

[4]) REYNE (1951) weist darauf hin, daß *Ps. calluneti* nicht in die Gattung *Pseudococcus* gehört. OSSIANNILSSON (1951) stellt die Art zur Gattung *Pedronia* GREEN. Eigene Untersuchungen bestätigten, daß *Ps. calluneti* in ihren Merkmalen beträchtlich von denen der Gattung *Pseudococcus* abweicht.

seite kleinerer, dem Boden aufliegender oder unterirdischer Stämmchen und Zweige von Ericaceen dicht unter der Erdoberfläche, teilweise auch an den oberen Wurzelpartien. Fast ausnahmslos sind Ameisen bei den Tieren zu beobachten. Vergesellschaftungen mit *Dynaspidiotus bavaricus* und *Eulecanium franconicum* wurden vereinzelt festgestellt.

Die Überwinterung erfolgte im Eistadium. Das Schlüpfen der Larven begann Mitte April und hielt bis Ende April an. Erste Häutungen wurden in der Hauptsache im ersten Maidrittel, Zweithäutungen im zweiten und Dritthäutungen im letzten Maidrittel beobachtet. Die Verwandlung zum adulten Weibchen erfolgte in der Hauptsache Ende Mai und in der ersten

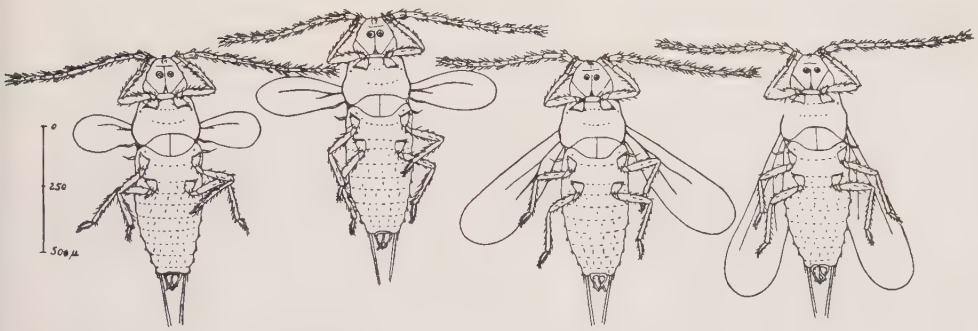


Abbildung 9. *Pseudococcus calluneti* LDGR. Flügelrückbildung bei den Männchen

Junihälfte. Die ersten männlichen Pronymphenhäutungen wurden Ende des zweiten Maidrittels, Nymphenhäutungen im letzten Maidrittel, Häutungen zu Imagines ab Anfang Juni festgestellt. Die Männchen zeigten eine sehr unterschiedliche Flügelgröße (Abb. 9). Sie erschienen im ersten Junidrittel und in der ersten Hälfte des zweiten Drittels. Die Weibchen waren begattungsbedürftig. Die ersten Eiablagen wurden zu Beginn des letzten Junidrittels gefunden. Die große Masse der Weibchen begann Ende Juni mit der Ablage und beendete sie Mitte Juli. Unbegattete Weibchen waren imstande, die Männchen der 2. Generation abzuwarten. Die ersten Junglarven schlüpften 15—20 Tage nach der Eiablage zu Beginn des zweiten Julidrittels. Das Schlüpfen hielt bis Ende Juli an. Ab Beginn der zweiten Augusthälfte waren von dieser Generation die ersten Imagines beider Geschlechter aufzufinden. Die „Restweibchen" der 1. Generation begannen als erste nach der Begattung mit der Eiablage, die normalen Weibchen ab Beginn der zweiten Septemberhälfte. Anfangs Oktober war die Eiablage beendet und der Überwinterungszustand erreicht. Pro Weibchen wurden in 100 Gelegen durchschnittlich 34 (18—68) Eier ermittelt. Die Coccinellide *Novius testaceus* lebte gelegentlich als Larve und Imago räuberisch in den Lauskolonien. Drei Chalcididenarten hatten als Parasiten nur geringe Bedeutung.

Ripersia Signoret (Lindinger: *Tychea* Koch)
Ripersia (?) *europaea* Newstead

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Flußterrassen westlich der Regnitz.
Beobachtungszeitraum: *1949*, 1950.

Nährpflanzen: *Gramineae: Festuca ovina* (v/++); *Deschampsia flexuosa* (v/+); *Agrostis vulgaris* (v/+); *Corynephorus canescens* (vv/+—+++).

Die Schildlaus ist auf sonnigen, warmen und sandigen Flußterrassen und diluvialen Sanddünen im Regnitzbecken verbreitet. Die Tiere entwickeln sich häufig in Gesellschaft von Ameisen an den Wurzeln verschiedener Gramineen, vorzugsweise von *Corynephorus canescens*, wenige Zentimeter tief unter der Erdoberfläche. Stellenweise kann *Ripersia europaea* mit *Ripersia mesnili* zusammen gefunden werden.

Die Überwinterungsstadien waren die weibliche Zweit- und Drittlarve. Häutungen zu Drittlarven und adulten Weibchen erfolgten im Laufe des Mai. Der Beginn der Eiablage wurde Ende Mai und Anfang Juni festgestellt. Die Eier wurden in Abständen von mehreren Stunden — etwa einem halben Tag — abgelegt. Die Junglarven schlüpften wenige Stunden nach der Eiablage. Pro Weibchen wurde eine durchschnittliche Eizahl von 48 (28—78) Eiern ermittelt. Die im Juni geschlüpften Larven entwickelten sich im gleichen Monat noch zu Zweit- und Drittlarven, im Juli zu adulten Weibchen. Diese Weibchen gingen Ende Juli und Anfang August zur Eiablage über. Die neue Generation entwickelte sich bis zum September zu adulten Tieren, diese erzeugten Eier und starben im Oktober ab. Die aus diesen Eiern stammenden Individuen häuteten sich im Oktober zu Zweitlarven und überwinterten. Die aus den Juligelegen stammenden Tiere (von den als Zweitlarven überwinterten Läusen abzuleiten) waren Ende August und in der ersten Septemberhälfte im adulten Stadium und bei der Eiablage zu beobachten. Die ältesten Larven dieser Gelege häuteten sich im Oktober zu Drittlarven, die jüngeren zu Zweitlarven und überwinterten dann an den Wurzeln der Nährpflanzen. Männchen waren nicht vorhanden, rein parthenogenetische Fortpflanzung ist sicher. Parasiten wurden nicht festgestellt.

Ripersia mesnili BALACHOWSKY

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Flußterrassen im Regnitztal.
Beobachtungszeitraum: *1949*, 1950.
Nährpflanzen: *Gramineae: Corynephorus canescens* (vv/++); *Deschampsia flexuosa* (vv/+—++); *Arrhenaterum elatius* (v/+—++); *Festuca ovina* (v/+).

Ähnlich *Ripersia europaea* lebt diese Wurzelcoccide im Fränkischen Becken unterirdisch an verschiedenen Gramineen auf warmen, sandigen Flußterrassen und auf kleinen, vergrasten Heideflächen. Die Tiere sind in der Regel in kleinen Gesellschaften, z. T. auch mit Ameisen anzutreffen.

Bei der Überwinterung wurden nur Zweitlarven beobachtet. Zweite Häutungen kamen im Laufe des Mai zustande, im Juni wurden nur adulte Tiere gefunden. Zu Beginn des zweiten Junidrittels wurden die ersten Eiablagen beobachtet. Der Großteil der Weibchen begann Ende Juli mit der Ablage. In 20 Gelegen wurde eine durchschnittliche Eizahl von 452 Eiern pro Weibchen ermittelt. Die Junglarven schlüpften rund zehn Tage nach der Eiablage. Die Weibchen beendeten die Ablage in der zweiten Augusthälfte, spätestens im ersten Septemberdrittel. Die Ersthäutung der Larven wurde Ende September und im Laufe des Oktober festgestellt. Männchen konnten nicht gefunden werden; die Fortpflanzung erfolgte parthenogenetisch. Eine Chalcididenart parasitierte in einer geringen Anzahl der Cocciden.

Rhodania Goux
Rhodania porifera Goux

Vorkommen: Fränkischer Jura, Kalkfelsen nördlich Stempfermühle. Neu für die deutsche Fauna. Bisher bekannte Verbreitung: Südfrankreich, Südrußland.

Beschreibung: Erste, frischgeschlüpfte Larve: Schmal-eiförmig, hell lachsrot gefärbt. Extremitäten gut und kräftig entwickelt, mit starker Klaue. Tibia länger als Tarsus, Trochanter mit beiderseits zwei Sinnesporen. Antennen gut ausgebildet, sechsgliederig, Formel: 6, 1, 2, 5, 3 (4). Zweites Antennenglied dorsal mit einem Sinnesporus. Labium triangulär, mit kurzer Beborstung. Stigmen mit je einer großen, tubulösen Drüse vergesellschaftet. Dorsalseite mit mehreren Borstenreihen, dazwischen in Reihen tubulöse Drüsen besonderen Typs, auch ventral in gewöhnlicher Anordnung. Analring am inneren Rande mit zwei, am äußeren mit vier stärkeren Borsten. Analtube gut erkennbar. Loben mit zwei kürzeren und einer langen Endborste. Ventral mehrere Reihen etwas längerer Borsten als dorsal (Abb. 10).

Älteres, adultes Weibchen: Eiförmig bis rundlich, hell lachsfarben; Länge ca. 2200 µ, Breite 1600 µ. Antennen relativ klein, in der Regel siebengliederig, vereinzelt auch sechsgliederig (bei unterbliebener Teilung eines Gliedes). Antennenformel: 7, 1, 2, 6, 5 (4), 3. Länge der Antenne ca. 180 µ. Labium klein, triangulär, mit ziemlich gleichmäßiger Beborstung. Stechborstenschleife etwa von fast dreifacher Länge des Labiums. Extremitäten klein und kräftig, Tibia größer als Tarsus, nur Klauenborsten geknöpft. Trochanter jederseits mit zwei Sinnesporen. Länge der Extremität ca. 230 µ. Stigmen zylindrisch, am Rande mit zwei Poren, in der Umgebung keine Drüsenkonzentration. Vulva sehr gut sichtbar. Circulus nicht vorhanden. Dorsal nur sehr spärliche Beborstung am Abdominalende. Scheibenförmige, fünfporige Drüsen ventral und dorsal überall verbreitet. In geringerer Zahl auf beiden Körperseiten tubulöse Drüsen besonderen Typs. Analring rundlich, mit einer Reihe kleiner Poren, Analtube gut sichtbar. Am Innenrand des Analringes zwei, am Außenrand vier starke Dornborsten. Loben mit langer Endborste, einigen kleinen Borsten und zwei dornartigen, meist gekrümmten Borsten, die etwa der ersten Cerariigruppe entsprechen. Sonstige Cerarii oder Foveolen nicht entwickelt. Auf der Ventralseite um die Genitalöffnung mäßige, kurze Beborstung, ebenso in der Stirnregion. Augen normal, in seitlicher Lage unterhalb der Antennenbasis (Abb. 11, 12).

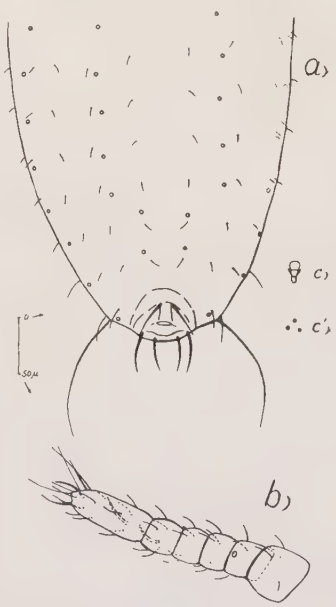


Abbildung 10.
***Rhodania porifera* GOUX.**
a) Dorsalansicht des Abdomens der Erstlarve. b) Antenne der Erstlarve. c) Tubulöse Drüse (willkürlich vergr.). c') Bei a) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen

Beobachtungszeitraum: *1949*, 1950.

Nährpflanze: *Gramineae: Festuca ovina glauca* (vv/++).

Die wärmeliebende Schildlaus wurde nur im Fränkischen Jura an einem Platz auf der Südseite von Kalkfelsen an den Wurzeln von *Festuca ovina glauca* gefunden. Es handelte sich hierbei um einen extrem warmen Ort.

Bei der Überwinterung wurden nur adulte Weibchen beobachtet. Ab Mitte Mai, hauptsächlich im letzten Maidrittel, begannen die Tiere mit der Eiablage. Die Ablage wurde im zweiten Junidrittel abgeschlossen. Die ersten Larven schlüpften 10—14 Tage nach der Eiablage in den ersten Junitagen. Als durchschnittliche Eizahl pro Weibchen wurden 86 (52 bis 148) Eier in 15 Gelegen ausgezählt. Erste Häutungen wurden in der zweiten Junihälfte und im Juli beobachtet, zweite Häutungen im Laufe des Juli; adulte Weibchen wurden im August und September gefunden. In

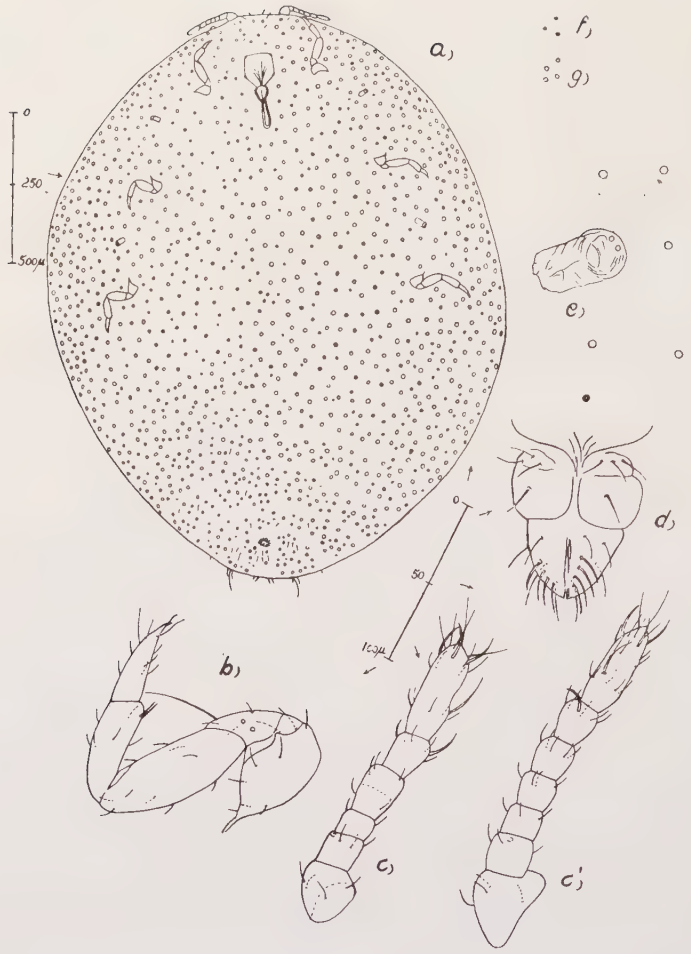


Abbildung 11. ***Rhodania porifera*** GOUX. a) Ventralansicht des adulten Weibchens (Drüsen vergrößert). b) Vordere Extremität des ad. Weibchens. c) Antenne (sechsgliederig) des ad. Weibchens. c') Antenne (siebengliederig, normal) des ad. Weibchens. d) Labium des ad. Weibchens. e) Vorderes Stigma des ad. Weibchens. f) Bei a) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen. g) Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, fünfporige Drüsen

diesem Zustand erfolgte die Überwinterung. Männchen wurden nicht gefunden; aus Südfrankreich sind solche bekannt (GOUX 1934). Die Läuse waren unparasitiert.

Rhizoecus KÜNKEL *Rhizoecus albidus* GOUX

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Sandgruben und sandige Böschungen im Regnitztal und im Keupergebiet. Neu für die deutsche Fauna. Bisherige Verbreitung: Frankreich.

Beschreibung des Männchens: Weißlich bis hell violett-rötlich gefärbt. Flügel lang und schmal, nur eine Ader am oberen Randerkennbar. Halteren nicht ausgebildet. Kopf nicht deutlich vom Thorax abgesetzt. Ventral am Kopf zwei rötliche Augen. Antennen groß, zehngliederig, Glieder spindelförmig. Extremitäten gut entwickelt; Tibia etwa doppelt so lang wie der Tarsus, Kralle lang. Trochanter mit mehreren Poren. Penisscheide groß, chitinisiert. Auf Stirn und Abdomen geringe, kurze Beborstung (Abb. 13).

Beobachtungszeitraum: *1949*, 1950.

Nährpflanzen: *Gramineae: Festuca ovina* (v/+—++); *Agrostis vulgaris* (vv/++), *Arrhenaterum elatius* (v/+); *Corynephorus canescens* (v/+); *Holcus lanatus* (v/+); *Deschampsia flexuosa* (vv/++).

Die Art konnte im Fränkischen Becken als sehr verbreitet nachgewiesen werden. Sie kommt auf warmen Flußterrassen und Böschungen, in vergrasten Sandgruben und auf trockenen Feldrainen vor. Die Läuse leben in kleinen Kolonien an den Wurzeln verschiedener Gramineen in geringer Tiefe.

Mit Ausnahme der Erstlarve wurden alle Entwicklungsstadien bei der Überwinterung gefunden. Ende April und im Mai häuteten sich zahlreiche

Tiere zu Drittlarven und adulten Individuen. Ende Mai waren vereinzelt auch Männchen zu beobachten. Wahrscheinlich sind die Weibchen zur Fortpflanzung begattungsbedürftig. Die Art ist ovovivipar. Ende Juli wurden Erstlarven gefunden. Diese Larven entwickelten sich im Juli zu Zweit- und Drittlarven und in der ersten Augusthälfte zu adulten Tieren. Im ersten Augustdrittel wurden auch männliche Nymphen und Imagines festgestellt. Im letzten Monatsdrittel und Anfang September konnten erste und zweite Larven der nächsten Generation beobachtet werden, im Oktober Drittlarven und adulte Tiere. In diesen verschiedenen Stadien erfolgte die Überwinterung. Eine sehr wirksame parasitische Chalcididenart wurde gezüchtet.

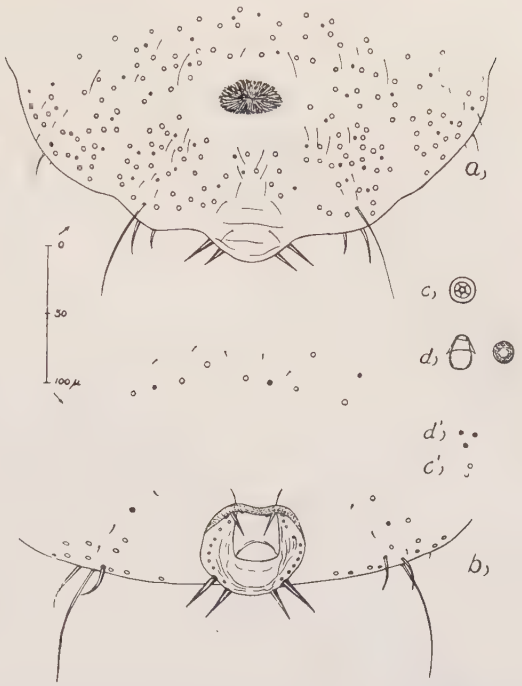


Abbildung 12. ***Rhodania porifera*** GOUX. a) Abdominalende des adulten Weibchens, ventral. b) Dorsalansicht des Abdomens des ad. Weibchens. c) Scheibenförmige, fünfporige Drüse (willkürlich vergr.). d) Tubulöse Drüse in Seitenansicht und Aufsicht (willk. vergr.). d') Bei a) und b) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen. c') bei a) und b) verwendetes Symbol für scheibenförmige, fünfporige Drüsen

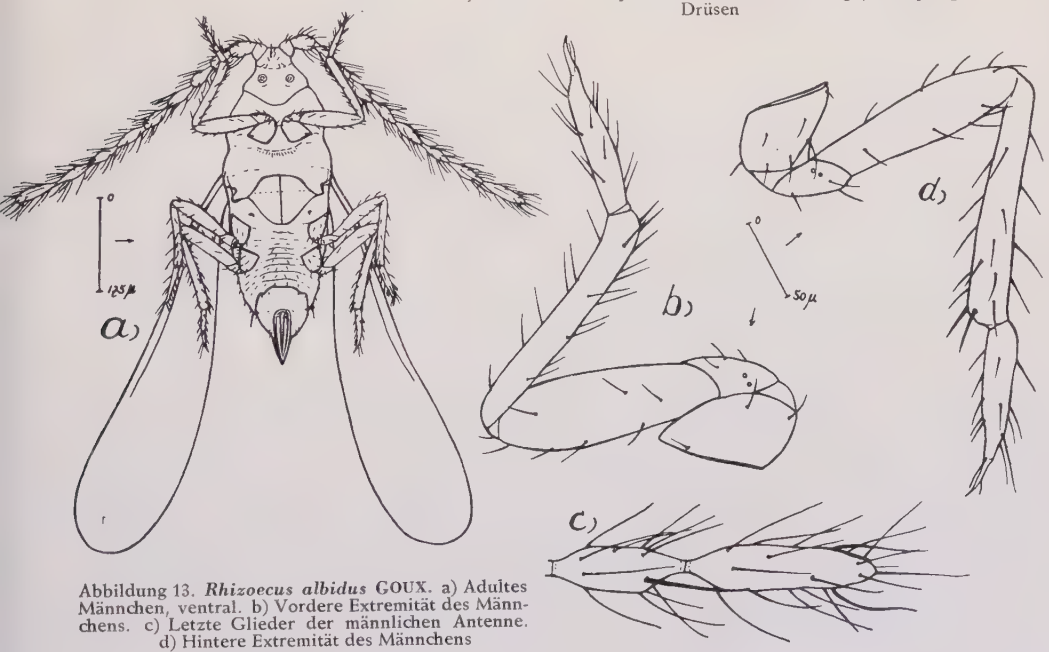


Abbildung 13. ***Rhizoecus albidus*** GOUX. a) Adultes Männchen, ventral. b) Vordere Extremität des Männchens. c) Letzte Glieder der männlichen Antenne. d) Hintere Extremität des Männchens

Phenacoccus COCKERELL (LINDINGER: *Phenococcus*)
Phenacoccus aceris (SIGNORET) (LDGR. *Ph. farinosus* MOD.)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Frankenjura, Oberbayern, Oberpfalz.
Beobachtungszeitraum: 1948, *1949*, 1950.
Nährpflanzen: *Rosaceae: Prunus persica* (v/+—++); *Pirus malus* (vv/+—++), *P. communis* (vv/+—++); *Crataegus oxyacantha* (vv/+—++). *Betulaceae: Corylus* avellana (vv/+—++); *Alnus glutinosa* (v/+); *Carpinus betulus* (vv/+—++). *Tiliaceae: Tilia platyphyllos* (v/+). *Ulmaceae: Ulmus campestris* (v/+). *Aceraceae: Acer platanoides* (vv/++), *A. pseudoplatanus* (v/+). *Salicaceae: Salix caprea* (v/+). *Cupuliferae: Quercus robur* (v/++); *Fagus silvatica* (vv/+—++). *Hippocastanaceae: Aesculus hippocastanum* (vv/+—++); *Pavia rubra* (v/+). *Vitaceae: Vitis vinifera* (vv/+—++), *V. adoratissima* (v/+). *Oleaceae: Fraxinus excelsior* (vv/++).

Die häufige, polyphage Coccide ist mit Schwerpunkt auf Kulturgewächsen verbreitet und bevorzugt warme Plätze. Sie ist auch in Feldern und Wäldern auf Laubbäumen sehr verbreitet. Die Erstlarven leben an Blättern und jungen Trieben, die Drittlarven und Weibchen an verholzten Pflanzenteilen (Stammnarben, Rindenrisse). Bei starkem Auftreten wird die Art schädlich; häufig sind dabei an Obstbäumen Vergesellschaftungen mit *Quadraspidiotus ostreaeformis, Lepidosaphes ulmi ulmi, Eulecanium corni corni* und Blutläusen.

Als typische Überwinterungsstadien wurden die weibliche Drittlarve und die männliche Nymphe ermittelt. Vereinzelt konnten auch in der Entwicklung zurückgebliebene Zweitlarven beobachtet werden. Teilweise schon an warmen Februartagen, hauptsächlich aber im März verließen die weiblichen Tiere die Überwinterungsquartiere und suchten günstige Plätze zum Ansaugen auf. Die Häutungen zu adulten Weibchen wurden im ersten Aprildrittel, vereinzelt schon Ende März beobachtet. Die männlichen Nymphen häuteten sich gleichfalls im ersten Aprildrittel zu Imagines; die sämtlich geflügelten Tiere erschienen hauptsächlich in der ersten Hälfte des zweiten Aprildrittels. Die Weibchen waren begattungsbedürftig. Die Eiablage begann Ende April und Anfang Mai und endete spätestens Ende Mai. Unbegattete Weibchen legten keine Eier ab und gingen bald zugrunde. Pro Weibchen wurde in 20 Gelegen ein Durchschnitt von 1839 (776—3605) Eiern ausgezählt. Etwa 30 Tage nach der Eiablage schlüpften Anfang Juni die ersten Larven, die letzten wurden im letzten Junidrittel beobachtet. Die Junglarven setzten sich an der Unterseite von Blättern oder an frischen Trieben fest. Die erste Häutung erfolgte sehr unterschiedlich, dem Alter der Läuse entsprechend ab Ende Juli, hauptsächlich im August. Die Zweithäutung der weiblichen Läuse wurde in der zweiten Septemberhälfte und Anfang Oktober festgestellt, nachdem vorher schon die Abwanderung zur Überwinterung in Rindenrisse und altes, trockenes Bodenlaub erfolgt war. Die männlichen Zweitlarven häuteten sich Anfang Oktober an ähnlichen Verpuppungsplätzen wie den Überwinterungsverstecken der weiblichen Larven zu Pronymphen und wenige Tage später zu Nymphen. Damit war der Überwinterungszustand erreicht. Vier Chalcididenarten waren sehr wirksame Parasiten. Die Larven von *Nephus quadrimaculatus* (Coccinellide) räuberten im Mai in den Eigelegen.

Phenacoccus piceae (LÖW)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Frankenjura, Fichtelgebirge, Oberpfälzer Wald, Oberbayern.
Beobachtungszeitraum: *1949*. 1950.
Nährpflanze: *Pinaceae: Picea excelsa* (vvv/+—+++).

Die Art ist in Wäldern und Anlagen verbreitet und stellenweise sehr häufig. Starken Befall durch die Coccide zeigen sog. „Kümmerfichten", kränkelnde Bäume, die häufig schon durch die Chemeside *Chermes abietis* KALT. stark geschädigt sind. Auf diesen Fichten leben häufig die Cocciden *Physokermes piceae, Dynaspidiotus abietis* und *Syngenaspis parlatoriae* mit *Ph. piceae* in Gesellschaft. Die Entwicklung vollzieht sich an der Unterseite der Nadeln. Die Weibchen kriechen zur Eiablage, die männlichen Zweitlarven zur Verpuppung unter Rindenschuppen oder in alte „Ananasgallen" von Chermes abietis.

Das weibliche Hauptüberwinterungsstadium war die Drittlarve, das männliche die Nymphe. Bei der Überwinterung wurden auch Zweitlarven beider Geschlechter und männliche Pronymphen gefunden. Im letzten Märzdrittel verließen die weiblichen Überwinterungsstadien und die jüngeren männlichen Zweitlarven die Überwinterungsplätze und begaben sich wieder an die Unterseiten der Nadeln zur Nahrungsaufnahme. Ende März wurden die ersten Häutungen zu adulten Tieren beider Geschlechter beobachtet. Im Laufe des April entwickelten sich auch alle anderen Überwinterungsstadien weiter, so daß Ende des Monats adulte Weibchen, weibliche Drittlarven, adulte Männchen, Nymphen und Pronymphen nebeneinander zu finden waren. Geflügelte Männchen erschienen im Laufe des April und Mai. Die ersten begatteten Weibchen begannen um die Mitte des letzten Aprildrittels mit der Eiablage. Die durchschnittliche Eizahl pro Weibchen belief sich in 100 ausgezählten Gelegen auf 156 (36—263) Eier. Die Larven begannen Ende Mai, etwa 35 Tage nach der Eiablage, zu schlüpfen. Sie entwickelten sich bis zur zweiten Julihälfte wieder zu geschlechtsreifen Tieren; die Weibchen legten Ende Juli und in der ersten Augusthälfte Eier, aus denen bei den höheren Sommertemperaturen nach etwa drei Wochen die Larven krochen. Diese Tiere entwickelten sich bis Ende Oktober größtenteils zu weiblichen Drittlarven und männlichen Nymphen und überwinterten in diesem Stadium. Die zur Überwinterung kommenden Zweitlarven stammten von Nachzüglern, die sich hauptsächlich auf die im Vorjahre überwinterten Zweitlarven (dazwischen liegt die Sommergeneration) zurückführen ließen. Bei günstigen Temperaturen ist die Möglichkeit einer 3. Generation für die Tiere des Hauptzyklus — beginnend mit der Überwinterung als weibliche Drittlarve, bzw. männliche Nymphe — gegeben. Durch das Vorhandensein sämtlicher Entwicklungsstadien während des ganzen Jahres war die Beobachtung stark erschwert. Ende Oktober und Anfang November wanderten die Läuse unter Rindenschuppen und in „Ananasgallen" zur Überwinterung. Vier parasitische Chalcididenarten erreichten nur mäßige Wirksamkeit.

Phenacoccus (?) cholodkovskyi MARCHAL

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Sandgruben und Bahnböschungen bei Bubenreuth. Neu für die deutsche Fauna. Bisher bekannte Verbreitung: Frankreich, Rußland, Holland.

Erste, frischgeschlüpfte Larve: Länglich-eiförmig, hell lachsrot gefärbt. Antennen gut entwickelt, Formel: 6, 1, 2, 5, 4 (3). Extremitäten gleichfalls gut entwickelt, Tibia länger als Tarsus; Trochanter mit zwei Sinnesporen jederseits. Dorsal kurze Beborstung, in Reihen angeordnet, dazwischen scheibenförmige, dreiporige Drüsen. Zwei Foveolenpaare gut sichtbar. Augen normal, in seitlicher Lage unterhalb der Antennenbasis. Loben mit langer Endborste und zwei Dornen; ventral zwei kürzere Borsten. Analring mit sechs Borsten. Auf der Ventralseite Reihen längerer Borsten, dazwischen in regelmäßiger

Anordnung scheibenförmige, fünfporige Drüsen. In der Nähe der Stigmen je eine Drüse der genannten Art.

Jüngeres, adultes Weibchen: Langgestreckt und schmal, Farbe lachsrötlich, Länge ca. 3100—3300 µ, Breite ca. 1400—1500 µ. Antennen gut entwickelt, neungliederig, Formel: 2, 1, 3 (9), 7 (8), 5, 4 (6). Beborstung von mittlerer Größe, ohne Besonderheit. Zweites Antennenglied mit dorsalem Sinnesporus. Extremitäten gut ausgebildet und langgestreckt, Tibia etwa doppelt so lang wie der Tarsus. Trochanter mit jederseits zwei Sinnesporen. Übrige Extremitätenbeborstung dem Typ der Antennen entsprechend: Klauenborstenpaar schwach geköpft. Labium fast doppelt so lang wie an der Basis breit, mit ziemlich gleichmäßiger Beborstung. Stigmen normal, von einigen scheibenförmigen, dreiporigen Drüsen umgeben; scheibenförmig-vielporige erst in einiger Entfernung davon gelegen. Kein Circulus vorhanden. Vulva gut sichtbar. Loben deutlich ausgeprägt, mit einer langen und einer kürzeren Borste, sowie einigen kleinen Borsten und der ersten Cerariigruppe (zwei größere und drei etwas kleinere Dornen). Auf der Dorsalseite zahlreiche kleine, dornartige Borsten. Auf den letzten Segmenten der Dorsalseite in geringer Zahl scheibenförmige, vielporige Drüsen (12—15 Loculi); an den Seiten des Thorax und der Stirn selten. Scheibenförmige, dreiporige Drüsen in größerer Zahl auf der ganzen Dorsalseite verstreut. Tubulöse Filieren (= Drüsen) dorsal nicht vorhanden. Ventral wesentlich längere und stärkere Beborstung, hauptsächlich auf Abdomen und Stirn. Dazwischen, vor allem auf den letzten Abdominalsegmenten scheibenförmige, vielporige Drüsen; seltener an den Seiten des Cephalothorax und der Stirn. Dreiporige, scheibenförmige Drüsen auf der Ventralseite in großer Zahl ziemlich gleichmäßig verbreitet. Längere, flaschenförmige, tubulöse Drüsen in mittlerer Zahl besonders auf den letzten Abdominalsegmenten und den Seiten des Cephalothorax. Dorsale Foveolenpaare gut sichtbar, von dornartigen Borsten und dreiporigen, scheibenförmigen Drüsen umstellt. Analring mit mehreren Reihen verschieden großer Poren und sechs längeren Borsten; Cerarii nur auf den Loben (zwei größere und drei kleinere Dornen und einige dreiporige Drüsen) und dem vorletzten Segment (zwei Dornen und mehrere dreiporige Drüsen) typisch ausgebildet. An allen anderen Segmenten nur vereinzelte Dornen, die von den dorsalen Dornborsten nicht verschieden sind. Augen in normaler Lage, unterhalb der Antennenbasis (Abb. 14, 15).

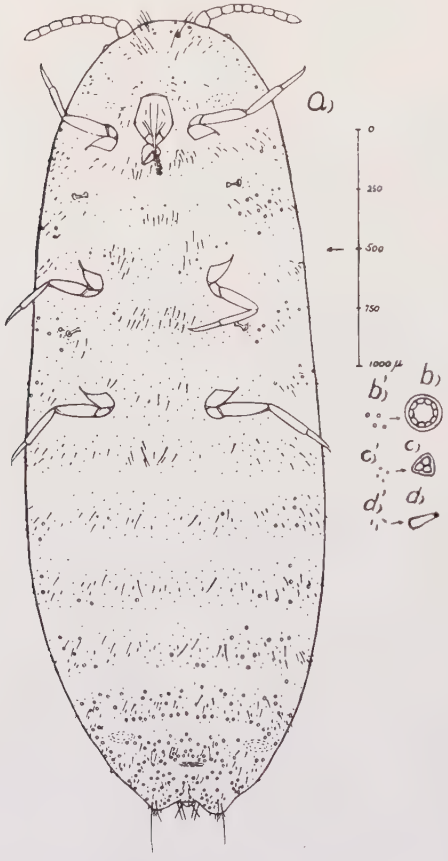


Abbildung 14.
Phenacoccus cholodkovskyi MARCH.
a) Ventralansicht des jüngeren, adulten Weibchens. b) Scheibenförmige, zehnporige Drüse (willk. vergr.). b') Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, zehnporige Drüsen. c) Scheibenförmige, dreiporige Drüse (willk. vergr.). c') Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, dreiporige Drüsen. d) Flaschenförmige, tubulöse Drüsen (willk. vergr.). d') Bei a) verwendetes Symbol für flaschenförmige, tubulöse Drüsen

Beobachtungszeitraum: *1949*, 1950.

Nährpflanzen: *Gramineae: Agropyrum repens* (vv/+ — + +); *Arrhenaterum elatius* (v/+ — + +).

Die Schildlaus lebt auf warmen, sandigen Flußterrassen und an den Südseiten sonniger, trockener Böschungen. Die Cocciden entwickeln sich unter den Blattscheiden verschiedener Gräser, teilweise in Gesellschaft mit *Eriococcus glyceriae*.

Bei der Überwinterung wurden zweite, vereinzelt auch dritte weibliche Larven beobachtet. Männchen

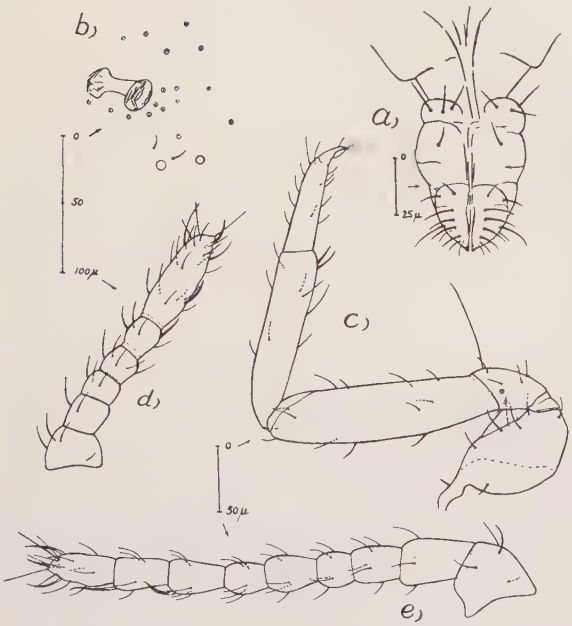


Abbildung 15. ***Phenacoccus cholodkovskyi*** MARCH. a) Labium des adulten Weibchens. b) Vorderes Stigma des ad. Weibchens. c) Vordere Extremität des adulten Weibchens. d) Antenne der Erstlarve. e) Antenne des adulten Weibchens

oder männliche Entwicklungsstadien wurden nicht festgestellt. Häutungen zu Drittlarven und adulten Tieren fanden in der zweiten Aprilhälfte und Anfang Mai statt. Die ersten Weibchen begannen Mitte Mai mit der Eiablage; Ablagen jüngerer Weibchen waren noch bis weit in den Juni hinein zu verfolgen. In 30 Gelegen wurde ein Durchschnitt von 159 Eiern pro Weibchen ermittelt. Die ersten Junglarven begannen 10—14 Tage nach der Eiablage im letzten Maidrittel zu schlüpfen.

Die Tiere aus den Maigelegen häuteten sich im Juni zu Zweit- und Drittlarven und im Juli zu adulten Tieren, die Ende Juli und Anfang August zur Eiablage übergingen. Die aus den Gelegen dieser Tiere schlüpfenden Larven entwickelten sich bei günstigen Witterungsverhältnissen bis zur zweiten Septemberhälfte wieder zu adulten Tieren und erzeugten noch Eier. Bei ungünstiger Witterung kam keine dritte Generation zustande (1950). Die Larven aus den Junigelegen (die Muttertiere überwinterten als Zweitlarven) entwickelten sich bis Ende August zu adulten Weibchen und produzierten in der ersten Septemberhälfte Eier. Die aus diesen Gelegen hervorgegangenen Larven häuteten sich im Laufe des Oktober zu Zweitlarven und überwinterten in diesem Stadium. Die Fortpflanzung erfolgte mit großer Wahrscheinlichkeit rein eingeschlechtlich. Zwei Chalcididenarten waren nur gelegentliche Parasiten.

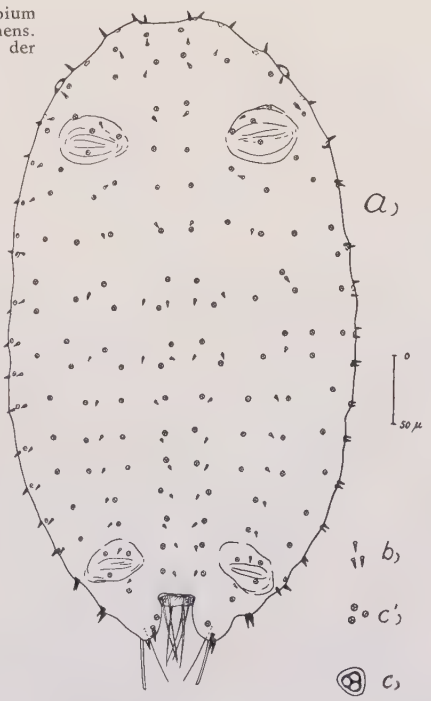


Abbildung 16. ***Phenacoccus comari*** KÜN. a) Dorsalansicht der Erstlarve. b) Bei a) verwendetes Symbol für Borstendornen. c) Scheibenförmige, dreiporige Drüse (willkürlich vergr.). c') Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, dreiporige Drüsen

Phenacoccus comari (KÜNOW) (LDGR.: *Tetrura comari* KÜN.)

Beschreibung (bisherige Beschreibungen ungenügend): Erste, frischgeschlüpfte Larve: Blaßgelbe Farbe, eiförmig. Antennen gut entwickelt, sechsgliederig, lang beborstet. Antennenformel: 6, 2, 1, 3, 4 (5). Zweites Glied dorsal mit Sinnesporus, Anordnung und Stärke der Beborstung ohne Besonderheit. Extremitäten normal und kräftig ausgebildet, ebenfalls lang beborstet. Klauenborstenpaar schwach geknöpft: Trochanter mit jederseits zwei Sinnesporen. Tibia und Tarsus etwa gleichlang. Stigmen mit je einer scheibenförmigen, fünfporigen Drüse vergesellschaftet. Analring mit sechs längeren Borsten. Dorsal mehrere Reihen Dornborsten, vor allem am Körperrand dornartig ausgebildet. Auf den Loben typische Dornen und eine lange Endborste, ventral eine etwa kürzere Borste. Zwischen den dorsalen Dornen ebenfalls in Reihenanordnung scheibenförmige, dreiporige Drüsen. Zwei Foveolenpaare gut entwickelt, mit drei Drüsen und einem Dorn. Ventral mehrere Reihen längerer Borsten, dazwischen in gewohnter Anordnung scheibenförmige, fünfporige Drüsen (Abb. 16, 17).

Älteres, adultes Weibchen: Farbe dunkel-schmutziggrau bis violett, Form fast kugelig rund. Länge ca. 3300 µ, Breite ca. 3100 µ. Antennen gut entwickelt, neungliederig; Formel: 9, 3, 2, 1, 4 (5, 6), 7 (8). Beborstung sehr lang, sonst ohne Besonderheit. Zweites Antennenglied mit dorsalem Sinnesporus. Länge der Antenne ca. 380—400 µ. Extremitäten gut ausgebildet, ebenfalls lang beborstet, Tibia etwa doppelt so lang wie der Tarsus. Klauenborsten geknöpft, Klaue an der Innenseite mit Dorn. Trochanter beiderseits mit 2 Sinnesporen. Länge der Extremität ca. 380 µ. Labium etwas länger als an der Basis breit, ohne Besonderheit in der Beborstung. Stigmen trichterförmig, von einigen scheibenförmigen, dreiporigen Drüsen umgeben; scheibenförmig-vielporige Drüsen in einiger Entfernung. Drei Circuli vorhanden, die Größe nach von vorne nach hinten zunehmend, mit unterschiedlicher Pigmentierung (oberster Circulus 70×105, mittlerer 86×130, unterster 105×140 µ). Vulva gut sichtbar. Loben wenig abgesetzt, mit einer langen und zwei etwas kürzeren Borsten und einigen kleinen, sowie der ersten Cerariigruppe (zwei größere und zwei kleinere Dornen, einige dreiporige Drüsen und Borstendornen). Dorsal in größerer Zahl kleinere Dornborsten, in gleicher Verteilung, besonders um den Analring und die beiden Foveolenpaare. Gewöhnliche, flaschenförmig-tubulöse Drüsen nur marginal (von der Ventralseite übergreifend) in geringerer Zahl. Auf der Ventralseite relativ spärliche Beborstung in unterschiedlicher Größe, am besten in der Mitte der letzten Abdominalsegmente und am Vorderrand des Stirnwulstes ausgebildet; Thoraxbeborstung sehr spärlich. Scheibenförmig-vielporige Drüsen (ca. 10 Loculi) in geringer Zahl um die Vulva und auf den letzten Abdominalsegmenten. Scheibenförmige, fünfporige Drüsen in mäßiger Zahl auf der ventralen Körperseite verstreut. Scheibenförmige, dreiporige Drüsen zahlreich auf der ganzen Ventralseite; zwischen den Extremitäten selten. In gleicher Zahl und Verteilung flaschenförmig-tubulöse Drüsen. Auf dem Kopfwulst nur lange, tubulöse Drüsen vorhanden. Analring mit einer inneren Reihe größerer und einer äußeren Reihe kleinerer Poren, sowie sechs langen Borsten. Cerarii an allen Segmenten ausgebildet, jederseits achtzehn Gruppen. Lobengruppe mit zwei größeren und zwei kleineren Dornen und mehreren dreiporigen Drüsen, die übrigen Gruppen (mit Ausnahme von drei Gruppen unterhalb der Augen, die drei Dornen und vier dreiporige

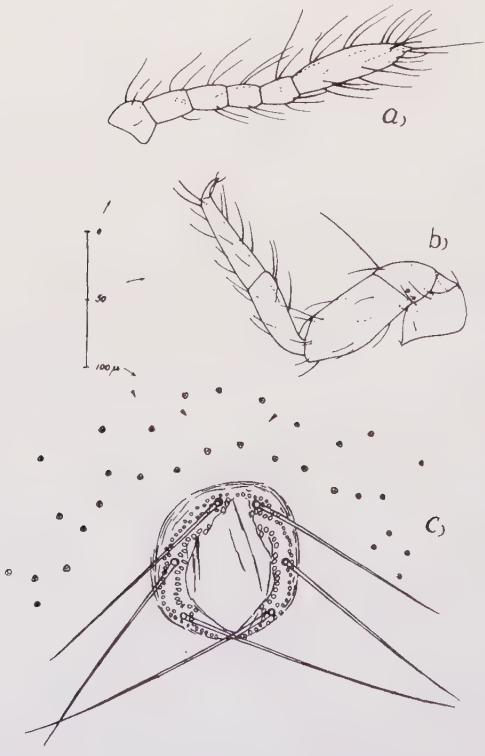


Abbildung 17. *Phenacoccus comari* KÜN. a) Antenne der Erstlarve. b) Vordere Extremität der Erstlarve. c) Analring des adulten Weibchens

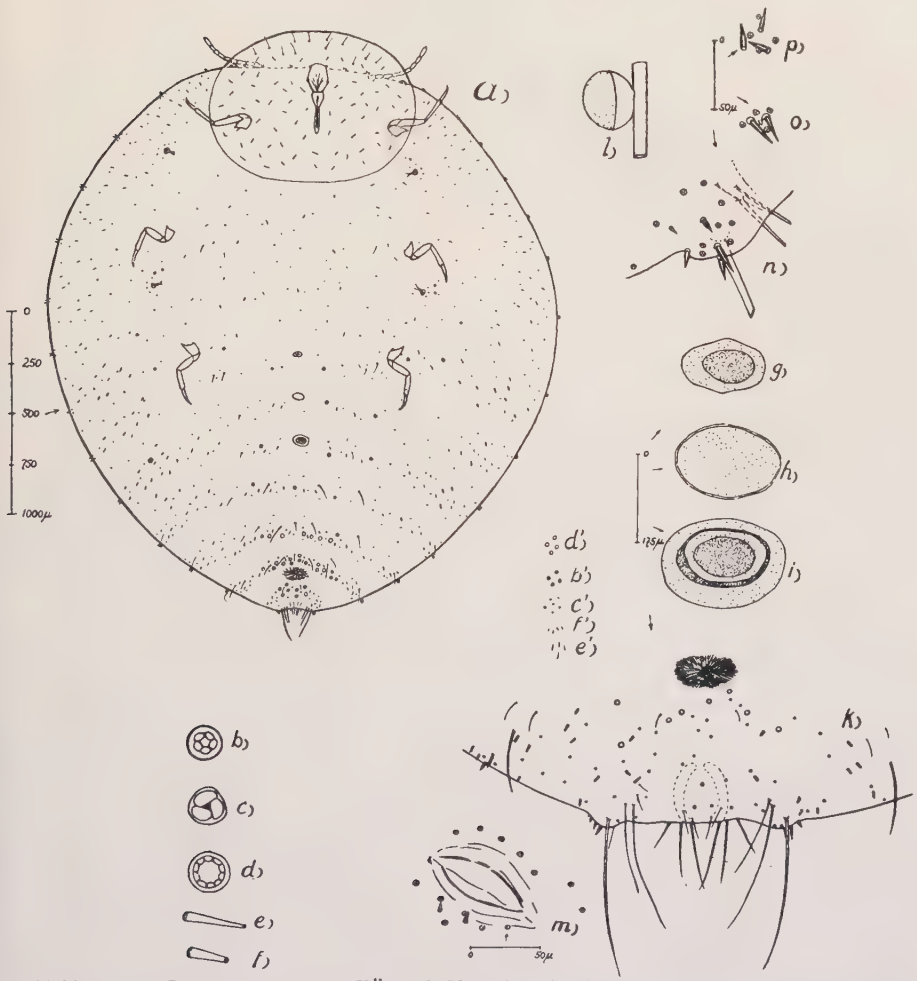


Abbildung 18. *Phenacoccus comari* KÜN. a) Ventralansicht des adulten Weibchens. b) Scheibenförmige, fünfporige Drüse (willkürl. vergröß.). b') Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, fünfporige Drüsen. c) Scheibenförmige, dreiporige Drüse (willk. vergr.). c') Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförm., dreiporige Drüsen. d) Scheibenfömige, vielporige Drüse (willk. vergr.). d') Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, vielporige Drüsen. e) Lange, tubulöse Drüse (willk. vergr.). e') Bei a) verwendetes Symbol für lange tubulöse Drüsen. f) Kurze, flaschenförmige Drüse (willk. vergr.). f') Bei a) verwendetes Symbol für kurze, flaschenförmige Drüsen. g) Oberer, h) mittlerer, i) unterer Circulus. k) Abdominalende des adult. Weibch. von der Ventralseite. l) Schematische Darstellung des an einem Zweig in einer schüsselförmigen Sekretschale sitzenden adulten Weibchens. m) Hintere Foveole des adulten Weibchens. n) Rechter Anallobus des ad. Weibch. o) und p) Cerariigruppen in der Kopfregion

Drüsen besitzen) mit zwei Dornen und in der Regel vier dreiporigen Drüsen (Abb. 17, 18, 19).

Nährpflanzen: *Rosaceae: Rubus idaeus* (vv/+—++), *R. fructicosus* (v/+); Larven auch an *Fragaria vesca* (vv/+—++).

Die Art konnte nur an einem Platz an einem schattigen Waldrand ermittelt werden. Es handelte sich dabei um eine Örtlichkeit mit hohen Sommertemperaturen durch die unmittelbare Nähe einer sonnenbeschienenen Asphaltstraße. Die Tiere saßen an den unteren Teilen der Stämmchen ihrer Nährpflanzen; an *Rubus fructicosus* starben die Weibchen im adulten Zustand aus nicht geklärten Gründen sämtlich ab.

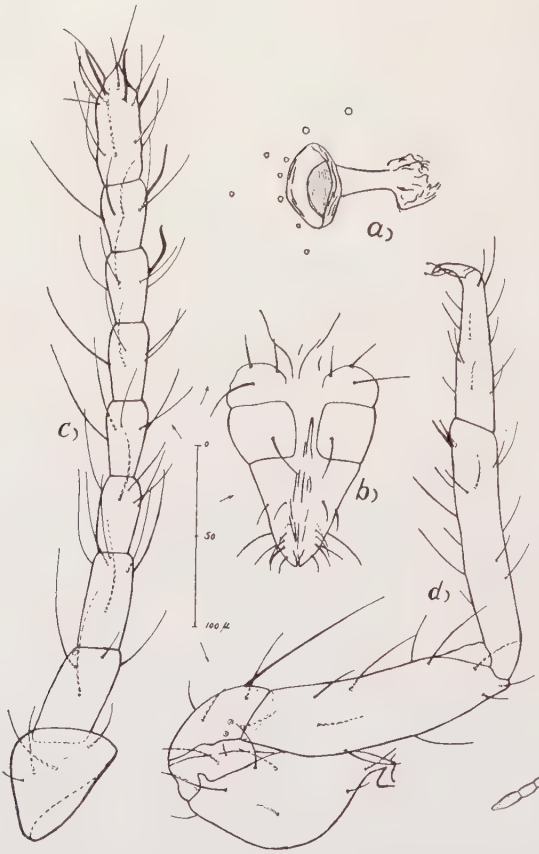


Abbildung 19 (oben). *Phenacoccus comari* KÜN. a) Vorderes Stigma des adulten Weibchens. b) Labium des adulten Weibchens. c) Antenne des adulten Weibchens. d) Vordere Extremität des adulten Weibchens

2. Larvenstadium. Die Parasitierung durch drei Chalcididenarten war sehr stark.

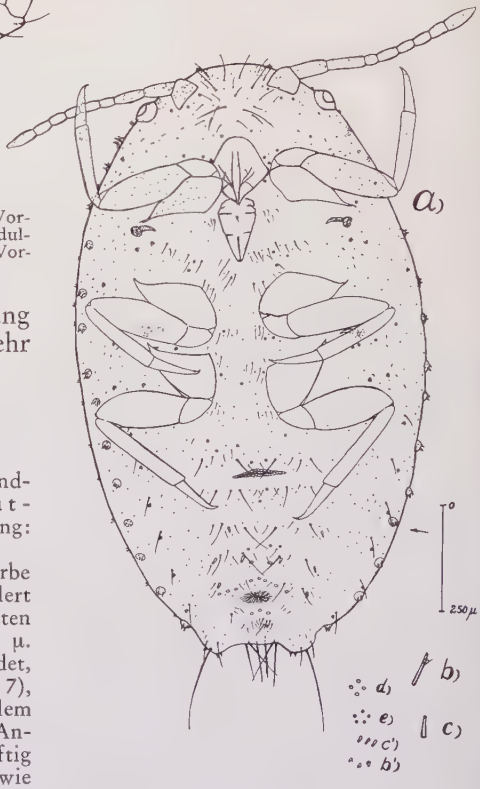
Heliococcus SULC
Heliococcus radicicola GOUX

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Sandgrube bei Alterlangen. Neu für die deutsche Fauna. Bisher bekannte Verbreitung: Südfrankreich, Rußland.

Beschreibung: Junges, adultes Weibchen: Farbe schmutzig dunkel-graugrün, Form verschmälert eiförmig; im Leben Tier mit weißen Sekreten bedeckt. Länge ca. 1400 µ, Breite ca. 700 µ. Antennen sehr gut und lang ausgebildet, neungliederig; Formel: 4, 9, 2, 1, 5 (6, 7), 8, 4. Zweites Antennenglied mit dorsalem Sinnesporus, Beborstung lang. Länge der Antenne ca. 420 µ. Extremitäten gut und kräftig entwickelt, Tibia fast doppelt so lang wie

Das geringe Material ermöglicht nur die Ermittlung weniger biologischer Daten. Der Beginn der Eiablage wurde Mitte Juni festgestellt. Die Larven schlüpften wenige Stunden nach der Eiablage. Viele Larven wanderten auf *Fragaria vesca* und andere Pflanzen und nur wenige blieben an der Unterseite der Himbeerblätter. Im Jahr entwickelte sich nur eine Generation. Die Überwinterung erfolgte sehr wahrscheinlich im

Abbildung 20 (unten).
Heliococcus radicicola GOUX.
a) Ventralansicht des adulten Weibchens. b) Kleine, ventrale Heliopore (willkürlich vergr.). c) Tubulöse Drüse (willk. vergr.). d) bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, vielporige Drüsen. e) bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, fünfporige Drüsen. c') Bei a) verwendetes Symbol für flaschenförmige, tubulöse Drüsen. b') Bei a) verwendetes Symbol für kleinere Helioporen



der Tarsus. Klaue an der Innenseite mit Dorn, Klauenborstenpaar leicht geknöpft. Trochanter jederseits mit zwei Sinnesporen. Länge der Extremität ca. 620 µ. Labium langgestreckt, etwa doppelt so lang wie an der Basis breit, mit unterschiedlich langer Beborstung. Stigmen deutlich und groß, ohne besondere Massierung von Drüsen: in einiger Entfernung kleine Helioporen (charakteristischer Drüsentyp der Gattung *Heliococcus).* Circulus deutlich, ca. 35 µ lang, 8 µ breit. Augen groß, auf stärkerem, pigmentiertem Sockel gelegen. Vulva gut sichtbar. Loben deutlich, mit einer langen, stärkeren und einigen kürzeren Borsten, sowie dem ersten Cerariipaar (zwei Dornen). Dorsal zahlreiche kleinere, dornartige Borsten in ziemlich gleichmäßiger Verteilung. Scheibenförmige, dreiporige Drüsen ebenfalls dorsal sehr zahlreich in etwa gleichmäßiger Verteilung. Mittlere, schmälere und große, breitere Helioporen dorsal verbreitet, letztere auf den Loben und vereinzelt auf der vorderen dorsalen Körperhälfte, erstere häufiger und vor allem an den seitlichen Körperbezirken. Foveolenpaare gut entwickelt, von zahlreichen Borstendornen und dreiporigen, scheibenförmigen Drüsen umstellt. Analring mit vielen Poren und sechs stärkeren Borsten. Cerarii am ganzen seitlichen Körperrand gut entwickelt. In der Kopfregion die Gruppen 3, 4 und 5 (von vorne gesehen) mit drei typischen Dornen und einem kleinen Borstendorn, sowie zwei bis drei scheibenförmigen, dreiporigen Drüsen; alle übrigen Cerariigruppen mit zwei Dornen und zwei dreiporigen Drüsen. Auf jeder Körperseite insgesamt 18 Cerariigruppen vorhanden. Ventral stärkere Borsten in geringerer Zahl, hauptsächlich auf Abdomen und Stirn. An den Seiten des Cephalothorax kleine Borstendornen. Weiterhin ventral in etwas unregelmäßiger Anordnung kleine, meist einstrahlige Helioporen verbreitet. Scheibenförmige, vielporige Drüsen in geringer Zahl auf den letzten drei Abdominalsegmenten um die Vulva. Wenige scheibenförmige, fünfporige Drüsen unregelmäßig auf der ganzen Ventralseite, etwas häufiger auf der Stirn und um die Mundwerkzeuge. Flaschenförmige, tubulöse Drüsen sehr selten auf den letzten Abdominalsegmenten. Dreiporige, scheibenförmige Drüsen in großer Zahl auf der ganzen Ventralseite (Abb. 20, 21, 22).

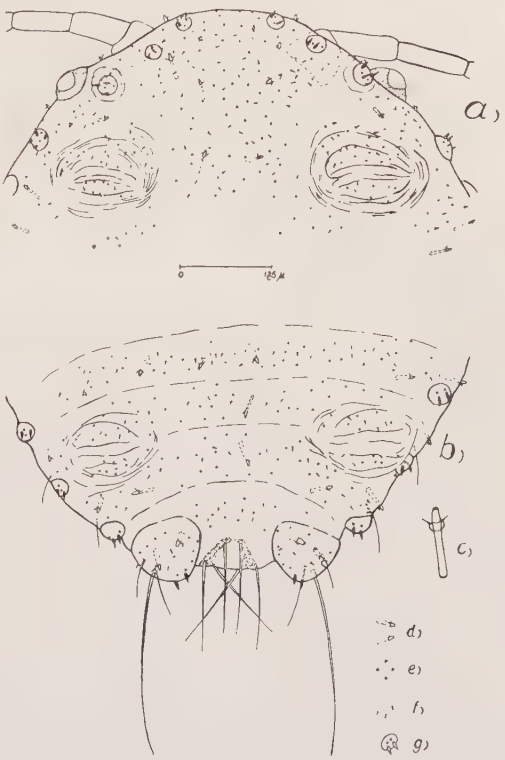


Abbildung 21. ***Heliococcus radicicola*** **GOUX.** a) Kopf des adulten Weibchens dorsal mit vorderem Foveolenpaar. b) Abdomen des adulten Weibchens mit hinterem Foveolenpaar (dorsal). c) Große, dorsale Heliopore (willk. vergr.). d) Bei a) und b) verwendetes Symbol für Helioporen. e) Bei a) und b) verwendetes Symbol für scheibenförmige, dreiporige Drüsen. f) Bei a) und b) verwendetes Symbol für Borstendornen. g) Bei a) und b) verwendetes Symbol für Cerarii

Beobachtungszeitraum: *1950.*
Nährpflanze: *Labiatae: Thymus serpyllum* (v/+—++).

Von der Art konnten nur wenige adulte Individuen und Larven an einem einzigen Platz gefunden werden. Die Läuse lebten an den verholzten Zweigen und Wurzeln von *Thymus,* die dem Boden auflagen. Der Fundort war ein sehr warmer Platz auf einer diluvialen Sanddüne.

Bei den spärlichen Funden war die Ermittlung des Entwicklungsganges nicht möglich. Mitte Juli wurden wenige adulte Weibchen beobachtet, im Laufe des August 1. und 2. Larven. *H. radicicola* ist ovovivipar.

Trionymus BERG (LINDINGER: *Erium* CRAWF.) *Trionymus perrisii* (SIGNORET)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Flußterrassen nordwestlich von Erlangen. Neu für die deutsche Fauna. Bisherige Verbreitung: England, Frankreich, Holland, Rußland.

Beschreibung: Jüngeres, adultes Weibchen: Eiförmig, violett-rötlich, Länge ca. 3000 µ, Breite ca. 1300 µ. Antennen gut ausgebildet, konstant siebengliederig, Formel: 7, 1, 4, 2, 3 (6), 5. Beborstung kräftig, ohne Besonderheit. Zweites Antennenglied mit dorsalem Sinnesporus. Länge der Antenne ca. 320 µ. Extremitäten gut entwickelt, Tibia länger als Tarsus; nur die Klauenborsten deutlich geknöpft. Länge der Beborstung entsprechend der Beborstung der Antennen, Trochanter mit jederseits zwei Poren. Länge der Extremität ca. 460 µ. Labium etwas länger als an der Basis breit, mit kurzer Beborstung. Stechborstenschleife etwa doppelt so lang wie das Mentum. Stigmen von einigen dreiporigen, scheibenförmigen Drüsen umstellt. Circulus klein, eiförmig, dunkel, pigmentiert (Größe 43×25 µ). Geschlechtsöffnung gut erkennbar. Loben nur wenig abgesetzt, mit einer längeren und mehreren kürzeren Borsten, sowie dem ersten Cerariipaar (zwei Dornen). Dorsalseite mit zahlreichen, kleineren, dornenartigen Borsten, dazwischen viele, unterschiedlich breite tubulöse Drüsen, besonders seitlich in der Abdominalregion. Scheibenförmige, dreiporige Drüsen gleichfalls zahlreich auf der ganzen Dorsalseite. Scheibenförmige, vielporige Drüsen dorsal selten auf den letzten Abdominalsegmenten, den Seiten des Thorax und der Stirn. Foveolen gut erkennbar, von Borsten und zahlreichen dreiporigen Drüsen umgeben. Auf der Ventralseite viele Borsten mittlerer Größe auf der ganzen Fläche, besonders häufig auf Abdomen und Stirn. Scheibenförmige, vielporige Drüsen (etwa 10 Loculi) in mittlerer Zahl auf den letzten fünf Abdominalsegmenten bis auf die Höhe des Circulus; in der vorderen Körperhälfte nur vereinzelt auf der Stirn. Tubulöse Drüsen mit etwas verschiedenem Öffnungsdurchmesser besonders zahlreich auf dem Abdomen; in der vorderen Körperhälfte weniger zahlreich, aber noch verbreitet. Scheibenförmige, dreiporige Drüsen ebenfalls auf der ganzen Ventralseite zahlreich, besonders auf dem Abdomen. Analring mit einer Innenreihe größerer, einer Mittelreihe kleinerer und einer Außenreihe ziemlich gleichmäßig kleiner Poren. Analtube deutlich zu erkennen. Am Analring sechs größere Borsten. Cerarii nur auf den Loben und dem vorletzten Segment typisch in einem Dornpaar entwickelt (Abb. 23, 24).

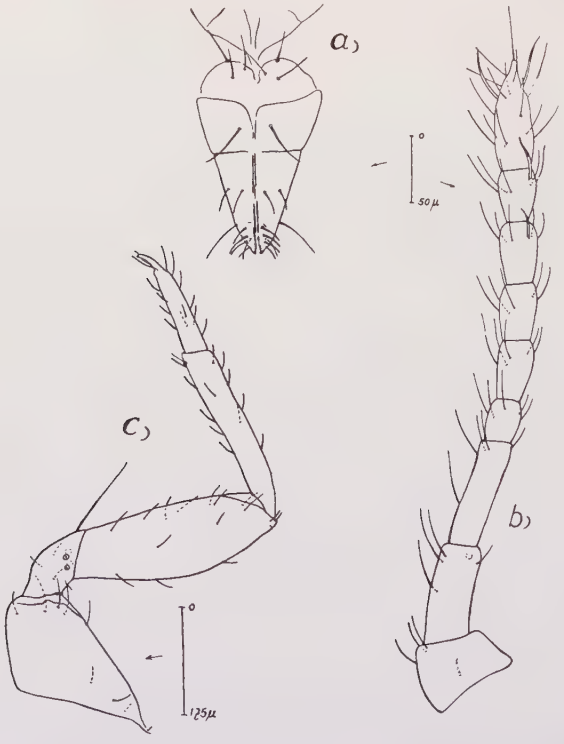


Abbildung 22. ***Heliococcus radicicola*** GOUX. a) Labium des adulten Weibchens. b) Antenne des adulten Weibchens c) Vordere Extremität des adulten Weibchens

Beobachtungszeitraum: *1949*, 1950.

Nährpflanzen: *Gramineae: Agrostis vulgaris* (vv/+ — ++), *A. alba* (v/+); *Corynephorus canescens* (v/+).

Die Schildlaus lebt im Fränkischen Becken an sehr warmen Örtlichkeiten, wie Flußterrassen, vergrasten Sandgruben und an sandigen Feldrainen. Die Läuse sitzen an der Basis verschiedener Gramineen oder an

den Ausläufern teils ober-, teils unterirdisch. Die Kolonien besitzen stellenweise hohe Individuenzahlen.

Den Winter überdauerten hauptsächlich Zweitlarven, vereinzelter Drittlarven. Alte adulte Weibchen konnten gleichfalls überwinternd beobachtet werden, diese gingen aber im Frühjahr zugrunde, ohne nochmals Eier abgelegt zu haben. Häutungen zu Drittlarven und adulten Tieren wurden Ende April und im ersten Maidrittel zahlreich beobachtet. Die ersten Weibchen begannen zu Beginn des zweiten Maidrittels mit der Eiablage. Die ersten Larven schlüpften um die Mitte des letzten Maidrittels. Das Gros der überwinterten Tiere wurde im letzten Mai- und ersten Junidrittel nach vorangegangener Verwandlung zum adulten Zustand bei der Eiablage beobachtet. Durchschnittlich wurden von einem Weibchen 100 bis 150 Eier abgelegt. Die neue Generation entwickelte sich bis Mitte Juli wieder zu geschlechtsreifen Tieren; Eier wurden in der zweiten Julihälfte abgelegt. Die ältesten Tiere der folgenden Generation kamen vereinzelt noch Ende September zur Eiablage, die jüngeren Stadien überwinterten als Zweit- oder Drittlarven. Männchen konnten niemals beobachtet werden, eingeschlechtliche Fortpflanzung kann mit Sicherheit angenommen werden. Zwei teilweise sehr wirksame Chalcididenarten wurden aus den Cocciden gezüchtet.

Tribus: *Eriococcini*

Tribus: *Eriococcini* (Charakterisierung nach den Genera *Eriococcus* Targ., *Gossyparia* Sign., *Fonscolombia* Licht., *Cryptococcus* Dougl.).

Gegenüber den *Pseudococcini* sind die *Eriococcini* etwas spezialisiertere Schildläuse. Die weiblichen Tiere besitzen drei Entwicklungsstadien (Erstlarve, Zweitlarve, adultes Tier), die männlichen fünf (Erstlarve, Zweitlarve, Pronymphe, Nymphe, adultes Tier). Die Weibchen der Gattung *Eriococcus* bilden feste, schmal-eiförmige Eisäcke. Sämtliche *Eriococcus*-Arten sind ovipar. Die ovovivipare Art *Gossyparia ulmi* bildet nur an den Körperseiten einen Wall aus fadenartigen Sekreten, der

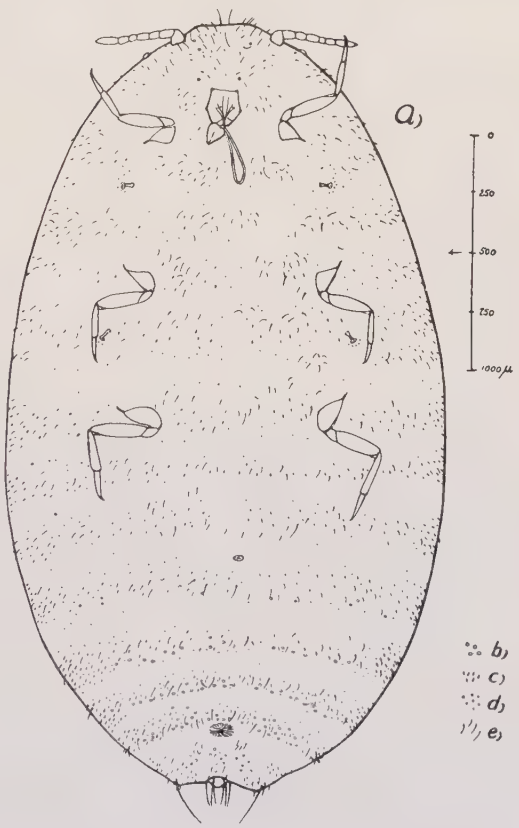


Abbildung 23. ***Trionymus perrisii*** SIGN. a) Ventralansicht des adulten Weibchens. b) Bei a) verwendetes Symbol für scheibenf.-vielporige Drüsen. c) Bei a) verwendetes Symbol für flaschenförm.-tubulöse Drüsen. d) Bei a) verwendetes Symbol für scheibenf.-dreiporige Drüsen. e) Bei a) verwendetes Symbol für Borsten

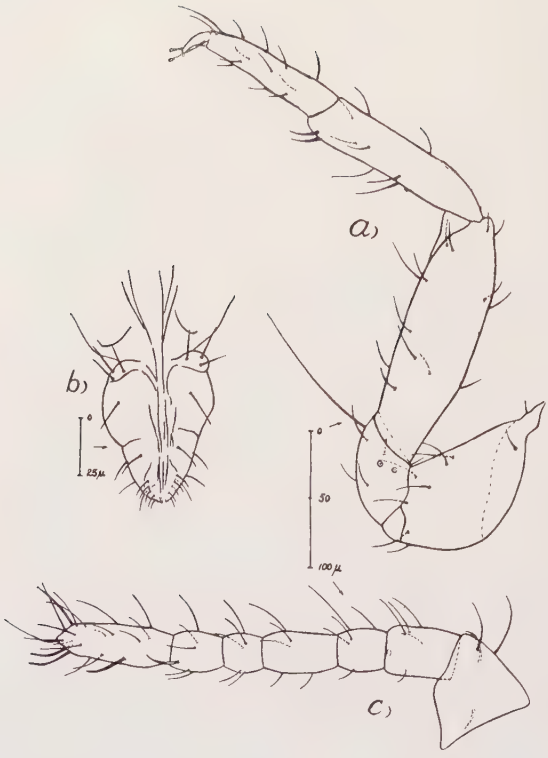


Abbildung 24. ***Trionymus perrisii*** SIGN. a) Vordere Extremität des adulten Weibchens. b) Labium des adulten Weibchens. c) Antenne des adulten Weibchens

das Tier auf der Unterlage festhält. Die weiblichen Stadien sind bis zur Anlage der Eisäcke frei beweglich. Alle Häutungen verlaufen wie bei den *Pseudococcini:* Die alte Haut wird in der Kopfgegend gesprengt und nach hinten vom Körper gestreift. Die Männchen verpuppen sich in kleinen, ovalen Puparien aus fädigen Sekreten, die den Puparien der *Pseudococcini* und *Kermesini* — ♂♂ entsprechen. Die Exuvien werden aus den Puparien ausgestoßen. Die geflügelten, stummelflügeligen oder flügellosen Männchen kriechen zur Begattung auf die hintere Körperhälfte der Weibchen. Die Kopulation kann einige Stunden, manchmal bis zu einem Tag andauern. Die Männchen leben im Durchschnitt zwei bis drei Tage. Auf der Dorsalseite der weiblichen Tiere liegen häufig verschieden ausgebildete Sekretdornen.

Zu den *Eriococcini* werden auch die beiden stärker abweichenden Gattungen *Fonscolombia* LICHT. und *Cryptococcus* DOUGL. gerechnet. Im weiblichen Geschlecht machen die Arten dieser Gattungen zwei Häutungen durch, im männlichen vier (entsprechend *Eriococcus* und *Gossyparia).* Bei *Fonscolombia fraxini* bildet schon die Erstlarve aus fädigen, mit Exkreten verkitteten Sekreten eine Hülle, unter der die Entwicklung und die Eiablage stattfindet. *Cryptococcus fagi* schützt sich durch starke fädige Wachssekretion und bildet keinen besonderen Eisack. Die Männchen sind bei *Fonscolombia fraxini* ungeflügelt; *Cryptococcus fagi* vermehrt sich rein parthenogenetisch.

Eriococcus TARGIONI (LINDINGER: *Nidularia* TARG.) *Eriococcus aceris* (LÖW)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Fränkischer Jura.
Beobachtungszeitraum: 1948, *1949,* 1950.
Nährpflanzen: *Aceraceae: Acer platanoides* (vv/+—++), *A. campestris* (vv/++), *A. pseudoplatanus* (v/++). *Hippocastanaceae: Aesculus hippocastanum* (v/++).

Eriococcus aceris ist in Anlagen und an Chausseebäumen mit großer Regelmäßigkeit zu finden. Im freien Gelände kommt die Art nur örtlich zur Beobachtung. Die Befallzahlen halten sich fast immer in mittleren Grenzen. Die Läuse leben als Larven bis zur Überwinterung an Blattunterseiten und

jungen Trieben, als adulte Tiere an verholzten Pflanzenteilen, besonders in Rindenrissen und Zweiggabelungen.

Die Überwinterung erfolgte als Zweitlarve. In der zweiten Hälfte des 2. Märzdrittels wurden in günstiger Lage die ersten Pronymphen —, im letzten Märzdrittel Nymphenhäutungen bei den männlichen Tieren festgestellt. Im ersten Aprildrittel wurden neben vielen Nymphenhäutungen auch Verwandlungen zu Imagines beobachtet. Im zweiten Aprildrittel, hauptsächlich nach Beginn der zweiten Monatshälfte erschienen die teils vollgeflügelten, teils nur mit winzigen Flügelstummeln ausgestatteten Männchen. In den Kolonien wurden entweder beide Männchenformen nebeneinander oder nur vollgeflügelte Tiere beobachtet. Die weiblichen Zweitlarven häuteten sich im Zeitraum zwischen 5. und 15. April zu adulten Individuen. Sämtliche Weibchen waren begattungsbedürftig. Einzelne Weibchen begannen Anfang Mai mit der Eiablage, der Großteil im zweiten Maidrittel. Die Ablage war gegen Ende Mai abgeschlossen. Pro Weibchen wurden in 100 Gelegen 242 (82—378) Eier ausgezählt. Die Larven begannen 30—35 Tage nach der Eiablage, die ersten Anfang Juni, auszukriechen. Schlüpfende Junglarven wurden noch bis ins erste Julidrittel hinein beobachtet. Ersthäutungen wurden im Laufe des August festgestellt. Im September und Oktober wanderten die an Blättern sitzenden Larven zur Überwinterung in Rindenrisse oder setzten sich in der Nähe von Winterknospen fest. An Parasiten wurden zwei wirksame Chalcididenarten ermittelt.

Eriococcus pseudinsignis Green[5])

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, bei Bubenreuth, Dechsendorf und Alterlangen. Neu für die deutsche Fauna. Bisher bekannte Verbreitung: England, Frankreich, Rußland.

Beschreibung: Junge, frischgeschlüpfte Larve: Blaßgelb gefärbt, langgestreckt eiförmig. Antenne sechsgliederig, drittes Glied am längsten. Zweites Antennenglied mit dorsalem Sinnesporus, Beborstung ohne Abweichung vom Normaltyp. Augen in seitlicher Lage. Labium annähernd triangulär, Stechborstenschleife das Mentum nur wenig überragend. Extremitäten gut entwickelt, Tibia und Tarsus ungefähr gleichlang. Beborstung typisch: Coxa mit 5, Trochanter mit 2, Femur mit 5, Tibia mit 5 und Tarsus mit 7 gewöhnlichen und zwei geknöpften Borsten; Kralle gleichfalls mit einem geknöpften Borstenpaar. Trochanter mit zwei beidseitigen Poren. Stigmen von je einer scheibenförmigen, dreiporigen Drüse begleitet. Dorsalseite mit vier Längsreihen kleinerer Dornen von ungefähr gleicher Größe; randlich etwas größere, auf der Stirn vermehrte Dornen. Auf den Loben langgestrecktere Dornen und eine lange Endborste. Analring mit sechs längeren Borsten. Zwischen den Rückendornen in regelmäßiger Reihenlage Kleindrüsen (= Microfilieren). Auf der Ventralseite zwischen Reihen mittlerer Borsten scheibenförmige, drei-

[5]) Wie sich erst nach Abschluß der Arbeit bei der Durchsicht des gesammelten Materials herausstellte, war auch *Eriococcus insignis* Newstead an einigen Plätzen mit *E. pseudinsignis* vergesellschaftet. *E. insignis* wurde auf den Gramineen *Arrhenaterum elatius* und *Agrostis vulgaris* in der Umgebung von Erlangen gefunden. Der Entwicklungszyklus dieser Art ist dem von *E. pseud. insignis* sehr ähnlich. Auch die Lebensweise stimmt bei beiden Arten im wesentlichen überein. Die morphologischen Unterschiede sind gering. Lediglich die Größe der Rückendornen ist bei *E. insignis* sehr gering und wird von der der am seitlichen Körperrand gelegenen Dornen stark übertroffen. *E. pseudinsignis* besitzt dagegen Rückendornen von sehr unterschiedlicher Größe, z. T. von der Größe der Körperranddornen. Außerdem befinden sich bei *E. insignis* an der Seite der letzten Körpersegmente meist vier größere Dornen, bei *E. pseudinsignis* dagegen nur drei. Die beiden Arten sind sehr nah verwandt und es liegt nahe, *E. pseudinsignis* nur für eine Variation von *E. insignis* anzusehen (Abb. 29). Die Art ist neu für Deutschland.

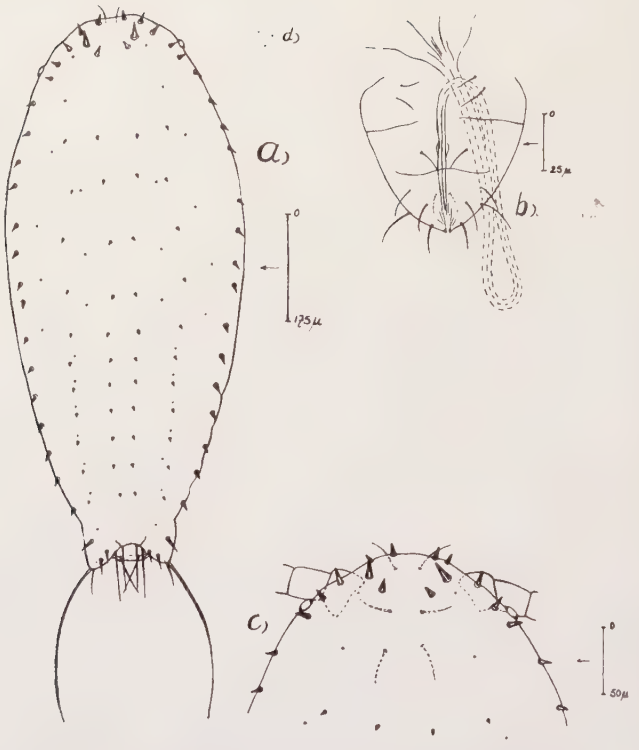


Abbildung 25. *Eriococcus pseudinsignis* GREEN a) Dorsalansicht der Erstlarve. b) Labium der Erstlarve. c) Dorsale Kopfpartie der Erstlarve. d) Bei a) verwendetes Symbol für Kleindrüsen

porige Drüsen in typischer Anordnung: auf dem Abdomen in zwei Reihen, auf dem Cephalothorax in vier Reihen (Abb. 25, 26).

Jüngeres, adultes Weibchen: Blaßgelb gefärbt, langgestreckt; Länge ca. 2100—2800 µ, Breite ca. 1000—1100 µ. Antenne gut ausgebildet, in der Regel mit 6, vereinzelt 7 Gliedern durch falsche Teilung (nicht völlig durchgehende) des dritten, längsten Gliedes. Formel: 3, 1, 2, 6, 4 (5). Zweites Antennenglied mit dorsalem Sinnesporus; Beborstung ohne Besonderheit. Länge der Antenne ca. 580—600 µ. Augen seitlich gelegen, nach dorsal etwas übergeneigt. Labium etwas länger als breit, Beborstung ziemlich gleichmäßig; Stechborstenschleife das Mentum nur wenig überragend. Beine gut, aber weniger kräftig entwickelt, Tibia und Tarsus etwa gleichlang. Beborstung und Poren wie bei der Erstlarve. Länge der Extremität ca. 580 µ. Auf der Dorsalseite zahlreiche Sekretdornen; bei den einzelnen Tieren von unterschiedlicher Größe. Auf jedem Segment vier größere Dornen neben zahlreichen kleinen. Randdornenkranz in der Regel mit wesentlich größeren Dornen als die Rückendornen, nur bei wenigen Tieren Rückendornen fast von gleicher Größe. Zwischen den Dorsaldornen zahlreiche tubulöse Drüsen des klassischen Typs der *Eriococcini*, ungefähr gleichmäßig verteilt (Dm. ca. 12—14 µ) und Kleindrüsen. Analloben mit drei größeren Dornen und einer langen Endborste. Analring mit 8 größeren Borsten, davon das 2. Paar (von dorsal gesehen) etwas kleiner als die üblichen Paare. Ventral stärkere, in der Länge etwas unterschiedliche Beborstung, besonders auf Abdomen und Stirn. Zwischen den Borsten viele tubulöse Drüsen, mit etwas geringerem Durchmesser als dorsal (ca. 12 µ Dm.) und scheibenförmige, fünf- bis neunporige Drüsen (hauptsächlich siebenporige), besonders auf dem Abdomen, weniger in Stigmennähe

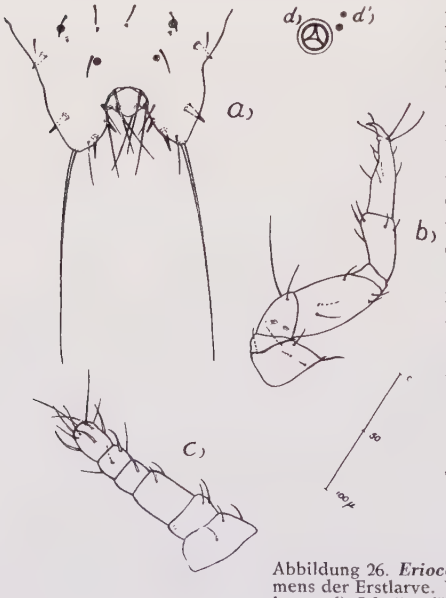


Abbildung 26. *Eriococcus pseudinsignis* GREEN a) Ventralansicht des Abdomens der Erstlarve. b) Vordere Extremität der Erstlarve c) Antenne der Erstlarve. d) Scheibenförmige, dreiporige Drüse (willkürlich vergrößert). d') Bei a) verwendetes Symbol für scheibenf.-dreiporige Drüsen

und auf der Stirn. Loben ventral mit drei längeren Borsten (Abb. 27, 28).

Beobachtungszeitraum: 1949, 1950.

Nährpflanzen: *Gramineae: Agrostis vulgaris* (v/+—++); *Arrhenaterum elatius* (v/+—++); *Deschampsia flexuosa* (v/+—++); *Holcus lanatus* (v/+); *Brachypodium pinnatum* (v/+).

Die Art wurde an mehreren, sehr warmen Plätzen des Fränkischen Beckens beobachtet, besonders auf vergrasten Flußterrassen, Böschungen in sonniger Lage und an warmen Waldrändern. Die Tiere leben in kleineren Gesellschaften auf den Blattoberseiten verschiedener Gräser.

Der Winter wurde von der Art im Eistadium überdauert. An sonnigen Plätzen krochen die Larven im zweiten Aprildrittel, an weniger günstigen Orten im letzten Aprildrittel und Anfang Mai aus. Die erste Häutung erfolgte bei den ältesten Tieren im letzten Aprildrittel, bei den jüngsten im zweiten Maidrittel. Die zweite Häutung der weiblichen Tiere wurde ab Ende des zweiten Maidrittels bis Mitte Juni festgestellt. Entsprechend häuteten sich die männlichen Tiere Ende des zweiten Maidrittels zu Pronymphen, im letzten Drittel zu Nymphen und Imagines. Die geflügelten Männchen erschienen ab 25. Mai bis 15. Juni. Ende Mai wurden die ersten Weibchen bei der Eiablage beobachtet, die letzten Ablagen endeten Ende Juni. Zur Eiablage verließen die Weibchen die grünen Grasblätter und begaben sich zwischen die alten vertrockneten Blätter am Boden oder an altes Holz, um ihre Eisäcke auszubilden. In 100 Gelegen wurden pro Weibchen durchschnittlich 54 (29—87) Eier ausgezählt. Unbegattete Weibchen legten keine Eier ab. Das Schlüpfen der Gelege erfolgte erst im folgenden Frühjahr. Vier parasitische Chalcididenarten waren örtlich von großer Wirksamkeit.

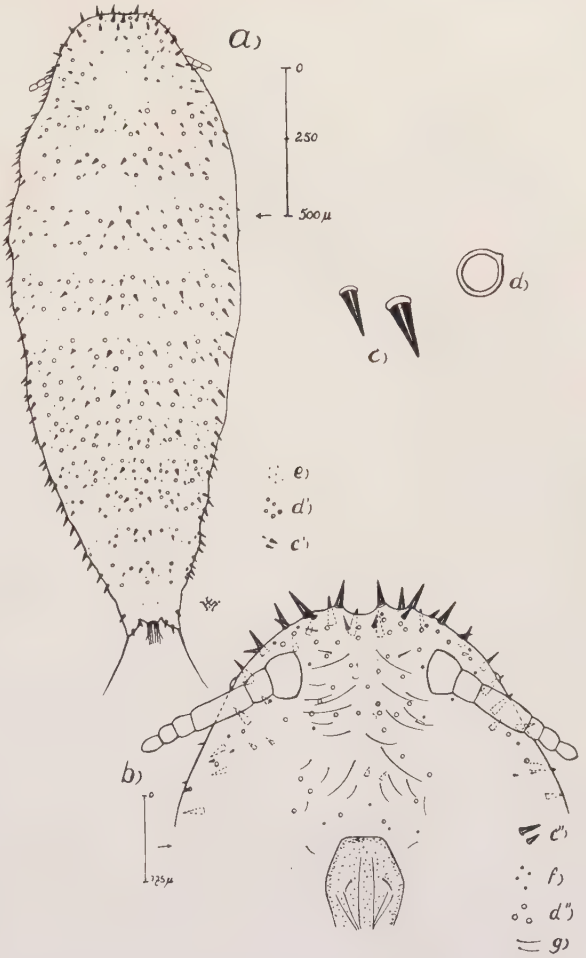


Abbildung 27. *Eriococcus pseudinsignis* GREEN a) Dorsalansicht des jungen, adulten Weibchens. b) Ventrale Kopfansicht des adulten Weibchens. c) Dorsale Sekretdornen. d) Dorsale tubulöse Drüse (willk. vergr.). f) Bei b) verwendetes Symbol für scheibenförmige, vielporige Drüsen. e) Bei a) verwendetes Symbol für Kleindrüsen. g) Bei b) verwendetes Symbol für Borsten. c') Bei a) verwendetes Symbol für Sekretdornen. d') Bei a) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen. c'') Bei b) verwendetes Symbol für Dornen. d'') Bei b) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen

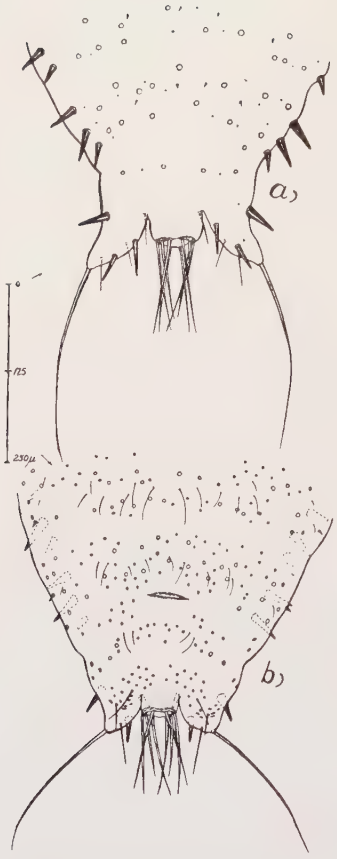


Abbildung 28. ***Eriococcus pseudinsignis*** GREEN a) Dorsalansicht des Abdomens des adulten Weibchens. b) Ventralansicht des Abdomens des ad. Weibch. c) Scheibenförmige, fünfporige Drüse (willk. vergr.). c') Bei b) verwendetes Symbol für scheibenförmige Drüsen. d) Scheibenförmige, siebenporige Drüse (willk. vergr.). e) Scheibenf.-neunporige Drüse (willk. vergr.). f) Ventrale, tubulöse Drüse (willk. vergr.). g) Bei a) verwendetes Symbol für Kleindrüsen. h) Bei a) verwendetes Symbol für Borstendornen. h') Bei b) verwendetes Symbol für Borsten. i) Bei b) verwendetes Symbol für Dornen. f') Bei a) verwendetes Symbol für dorsale, tubulöse Drüsen. f'') Bei b) verwendetes Symbol für ventrale, tubulöse Drüsen

Eriococcus glyceriae GREEN

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Sandgruben bei Bubenreuth und Möhrendorf; Fränkischer Jura, westlich Gößweinstein. Neu für die deutsche Fauna. Bisher bekannte Verbreitung: England, Frankreich, Rußland.

Beschreibung: Erste, frischgeschlüpfte Larve: Von langgestreckter, ovaler Form, intensiv rot gefärbt. Antennen gut entwickelt, sechsgliederig, Formel: 3, 1, 2 (6), 4 (5). Beborstung typisch, 2. Glied dorsal mit einem Sinnesporus. Extremitäten gut und kräftig ausgebildet, Tibia nur mit 4, Tarsus mit 6 gewöhnlichen Borsten (bei allen übrigen behandelten Eriococcini 5, bzw. 7 Borsten). Gut entwickelte, geknöpfte Borstenpaare (2) am Ende der Extremität, Trochanter mit jederseits zwei Sinnesporen und einer langen, distalen Borste; 2. Trochanterborste sehr klein. Labium annähernd herzförmig, von der Stechborstenschleife nur wenig überragt. Augen normal in seitlicher Lage. In der Nähe der Stigmen je eine scheibenförmige Drüse mit variabler Porenzahl (5—9 Poren). Dorsal

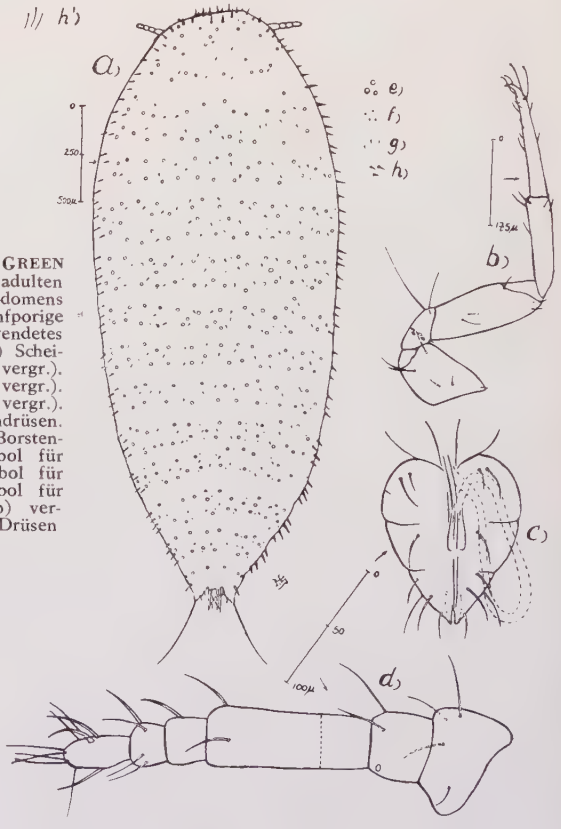


Abbildung 29 (rechts). ***Eriococcus insignis*** NEWST. a) Dorsalansicht eines adulten Weibchens mit kleinen, dorsalen Dornen. b) Vordere Extremität des adulten Weibchens. c) Labium des adulten Weibchens. d) Antenne des adulten Weibchens. e) Bei a) verwendetes Symbol für dorsale, tubulöse Drüsen. f) Bei a) verwendetes Symbol für Kleindrüsen. g) Bei a) verwendetes Symbol für Dornborsten. h) Bei a) verwendetes Symbol für Sekretdornen

mehrere Reihen sehr kleiner Borsten. Seitlicher Körperrand mit Ausnahme des hinteren Körperrandes gleichfalls mit kleinen Borsten. An den Seiten der letzten fünf Segmente jederseits insgesamt fünf Sekretdornen (pro Segment je einer); der oberste Dorn etwas kleiner als die übrigen. Loben mit drei Dornen und langer Endborste, ventral mit zwei längeren Borsten. Analring mit sechs Borsten. In der seitlichen Körperregion schwer sichtbare Kleindrüsen (ventral). Ventral mehrere Reihen mittlerer Borsten, dazwischen

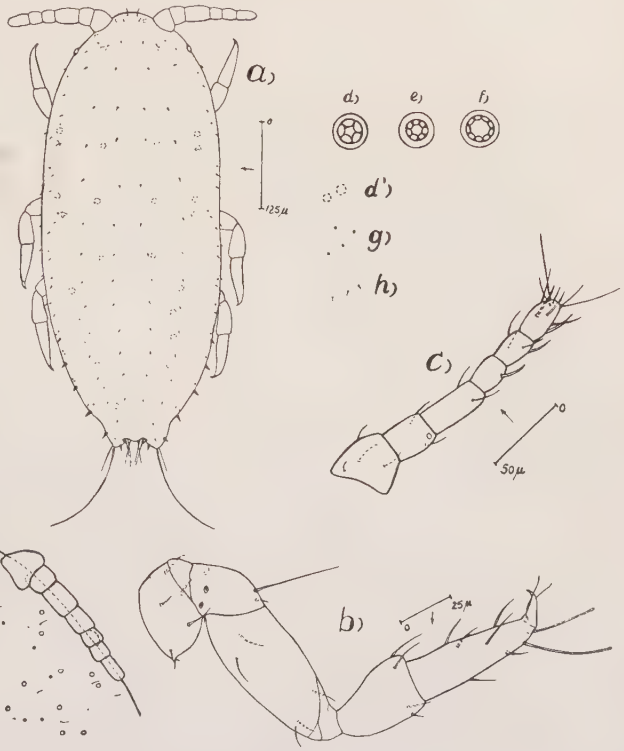


Abbildung 30. *Eriococcus glyceriae* GREEN a) Dorsalansicht der Erstlarve. b) Vordere Extremität der Erstlarve. c) Antenne der Erstlarve. d) Scheibenförmige, fünfporige Drüse (willkürlich vergrößert). e) Scheibenförmige, siebenporige Drüse (willk. vergr.). f) Scheibenförmige, neunporige Drüse (willk. vergr.). d') Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige Drüsen (gestrichelt, da ventral gelegen). g) Bei a) verwendetes Symbol für Kleindrüsen. h) Bei a) verwendetes Symbol für Borsten

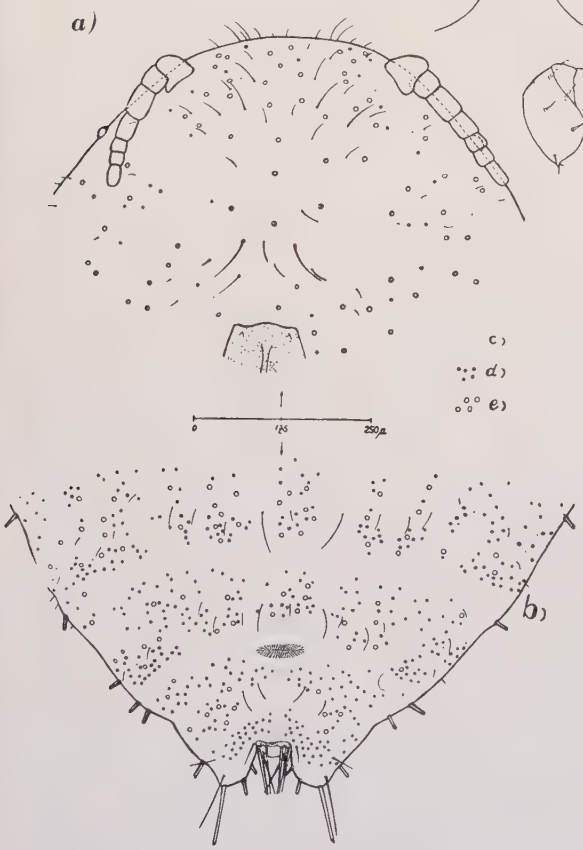


Abbildung 31. *Eriococcus glyceriae* GREEN a) Ventralansicht des Kopfes des adulten Weibchens. b) Ventralansicht des Abdomens des adulten Weibchens. c) Bei a) und b) verwendetes Symbol für Kleindrüsen. d) Bei a) und b) verwendetes Symbol für scheibenförmige, vielporige Drüsen. e) Bei a) und b) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen

scheibenförmige, fünf-, sieben- oder neunporige Drüsen (Abb. 30).

Jüngeres, adultes Weibchen: Langgestreckt-eiförmig, intensiv blutrot gefärbt. Länge der untersuchten Tiere ca. 1500—2700 µ, Breite ca. 700—1100 µ. Antenne gut entwickelt, Formel: 3, 1, 2 (4), 7, 5 (6). Zweites Antennenglied mit dorsalem Sinnesporus, Beborstung ohne Besonderheit. Extremitäten groß und kräftig ausgebildet, Femur

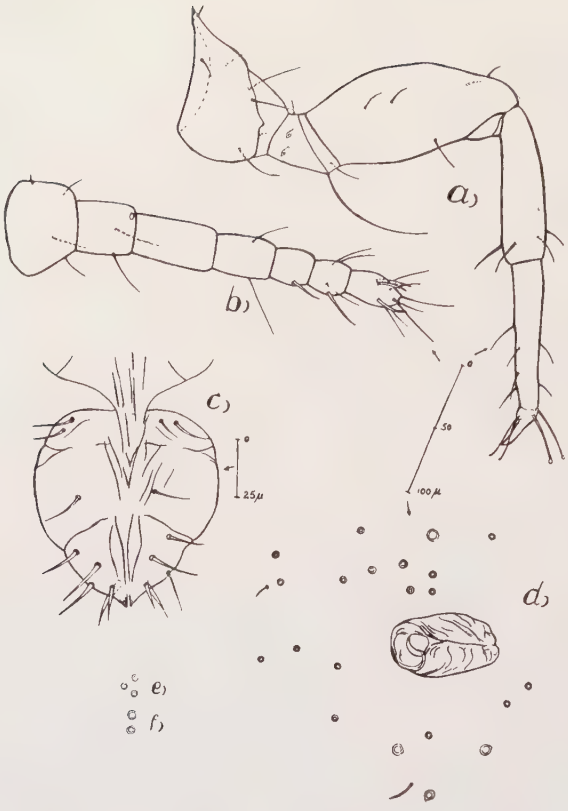


Abbildung 32. *Eriococcus g'yceriae* GREEN a) Vordere Extremität des adulten Weibchens. b) Antenne des ad. Weibchens. c) Labium des ad. Weibchens. d) Vorderes Stigma des ad. Weibchens. e) Bei d) verwendetes Symbol für scheibenförmige, vielporige Drüsen. f) Bei d) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen

besonders kräftig; Tibia und Tarsus etwa gleichlang. Beborstung der Extremität wie bei der Erstlarve. Trochanter mit jederseits zwei Sinnesporen. Länge der Extremität ca. 420 bis 440 μ. Labium herzförmig, mit ziemlich gleichförmiger, starker Beborstung. Stigmen zylindrisch, ohne auffällige Massierung scheibenförmiger, vielporiger Drüsen. Auf der ganzen Dorsalseite eine größere Zahl schwacher, mittelgroßer Borsten. An den Seiten der letzten fünf Segmente auffällige, größere, an der Spitze stumpfe Sekretdornen in geringer (variabler) Zahl. Auf den Loben drei gleichartige Dornen und eine lange Endborste. Analring mit acht etwa gleichlangen Borsten. Zwischen den Dorsalborsten tubulöse Drüsen in großer Zahl (Dm. ca. 12 μ) und sehr zahlreiche, scheibenförmige, hauptsächlich siebenporige Drüsen; in den randlichen Körperbezirken eine geringe Zahl schwer sichtbarer Kleindrüsen. Ventralseite mit mittlerer Beborstung, am stärksten auf Abdomen und Stirn, dazwischen tubulöse Drüsen mit etwas geringerem Durchmesser als dorsal (ca. 10 μ), sowie scheibenförmige, sieben- bis neunporige Drüsen und marginal eine geringe Zahl von Kleindrüsen. Geschlechtsöffnung gut erkennbar (Abb. 31, 32).

Beobachtungszeitraum: 1949, *1950*.

Nährpflanzen: *Gramineae: Agrostis vulgaris* (vv/+—++), *A. alba* (v/+); *Corynephorus canescens* (v/+); *Agropyrum repens* (v/+); *Poa pratensis* (v/+).

Eriococcus glyceriae zählt im Fränkischen Becken zu den ausgesprochen wärmeliebenden Formen. Sie lebt auf Flußterrassen, in Sandgruben und an warmen Feldrainen. Die Läuse entwickeln sich unter den Blattscheiden verschiedener Gräser, teilweise in Vergesellschaftung mit *Phenacoccus cholodkovskyi*.

Die Überwinterung erfolgte im Eistadium. Das Schlüpfen der Larven wurde im letzten April- und ersten Maidrittel beobachtet. Ersthäutungen erfolgten in der zweiten Maihälfte, Zweithäutungen in der zweiten Junihälfte und Anfang Juli. Der Beginn der Eiablage wurde im ersten und zweiten Augustdrittel festgestellt. In 50 Gelegen kamen auf ein Weibchen durschnittlich 67 (15—127) Eier. Männchen oder männliche Entwicklungsstadien wurden nicht gefunden. Zwei parasitische Chalcididenarten hatten nur geringe Bedeutung.

Eriococcus devoniensis GREEN

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken.

Beschreibung zur Ermöglichung einer Unterscheidung von *E. reynei n. sp.:* Erste, frischgeschlüpfte Larve: Hellrot gefärbt, von ovaler Form. Extremitäten und Antennen gut ausgebildet. Länge der Antennenglieder und Beborstung ohne Besonderheit (3. Antennenglied am längsten). Labium von triangulärer Form, Stechborstenschleife das Mentum etwa dreimal überragend. Stigmen von je einer fünfporigen, scheibenförmigen Drüse begleitet. Auf der Dorsalseite vier Längsreihen kleinerer Dornen; marginal wesentlich größere, relativ scharfe Dornen von ungefähr gleichbleibender Größe; auf der Stirn vermehrte Anzahl. Analloben mit drei gleichgroßen Dornen und einer stärkeren, langen Endborste. In regelmäßiger Anordnung zwischen den Dorsaldornen Kleindrüsen vorhanden. Auf der Ventralseite mehrere Reihen unterschiedlich großer Borsten, die größten auf der Stirn und den letzten Abdominalsegmenten; dazwischen scheibenförmige, fünfporige Drüsen in regelmäßiger Anordnung. Analloben mit zwei etwas längeren Borsten (Abb. 33).

Älteres, adultes Weibchen: Hell-zinnoberrot gefärbt, eiförmig bis leicht verlängert-eiförmig. Dorsalseite geringer gewölbt als bei *E. reynei n. sp.* und Segmentgrenzen ohne tiefere Lage. Länge der untersuchten Tiere ca. 2000—2100 µ, Breite ca. 1100—1200 µ. Antennen gut ausgebildet, regelmäßig mit sieben Gliedern, Formel: 4, 3, 1 (2), 7, 5 (6). Augen in seitlicher Lage unterhalb der Antennenbasis und gut sichtbar. Labium nicht ganz doppelt so lang wie an der Basis breit, Beborstung relativ gleichmäßig; Stechborstenschleife über doppelt so lang wie das Labium. Extremitäten gut entwickelt, aber nicht so kräftig wie bei *E. reynei n. sp.*, Beborstung ohne Abweichung vom Normaltyp; die neben der langen, distalen Trochanterborste gelegene Borste wesentlich kleiner als bei *E. reynei.* Trochanter jederseits mit zwei Sinnesporen. Die am Ende des Tarsus und auf der Klaue gelegenen Borstenpaare geknöpft. Länge der ganzen Extremität ca. 500 µ. Dorsalseite mit zahlreichen (mit Ausnahme des vorletzten und vorvorletzten Segmentes) etwa gleichgroßen Dornen, die marginal unregelmäßig verteilt sind. Auf dem vorletzten und vorvorletzten Segment zwischen den Randdornen je vier sehr kleine Dornen (wichtiges Unterscheidungsmerkmal gegenüber *E. reynei n. sp.*). Analloben mit drei Dornen, der äußerste Dorn stark und etwas breiter als die übrigen, die beiden inneren, besonders der hintere, lang und schmal ausgebildet. Art, ungefähre Zahl und Verteilung der Drüsen der Dorsal- und Ventralseite entspricht *E. reynei n. sp.* (Abb. 34, 35).

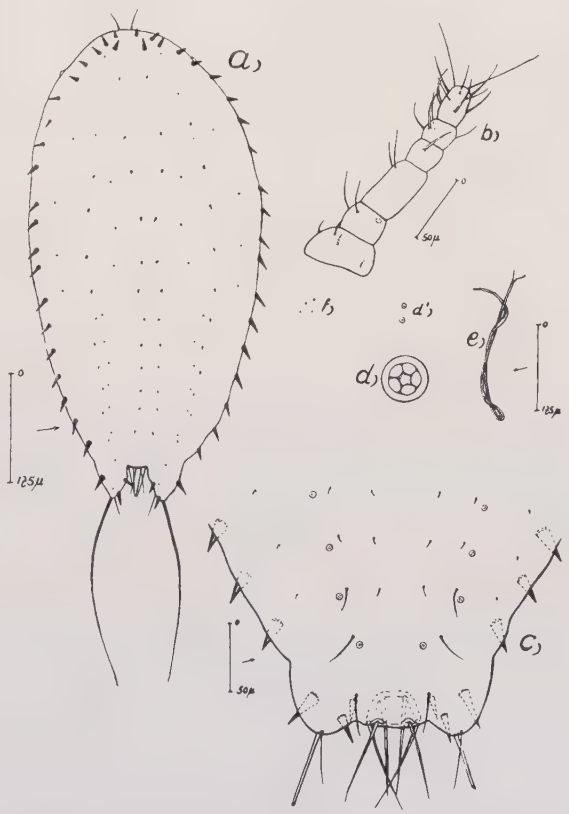


Abbildung 33. ***Eriococcus devoniensis*** GREEN a) Dorsalansicht der Erstlarve. b) Antenne der Erstlarve. c) Abdomen der Erstlarve ventral. d) Scheibenförmige, fünfporige Drüse (willk. vergr.). e) Stechborstenschleife. f) Bei a) verwendetes Symbol für Kleindrüsen. d') Bei a) verwendetes Symbol für scheibenförmige, fünfporige Drüsen

Beobachtungszeitraum: 1949, *1950.*

Nährpflanze: *Ericaceae: Calluna vulgaris* (vv/+—++).

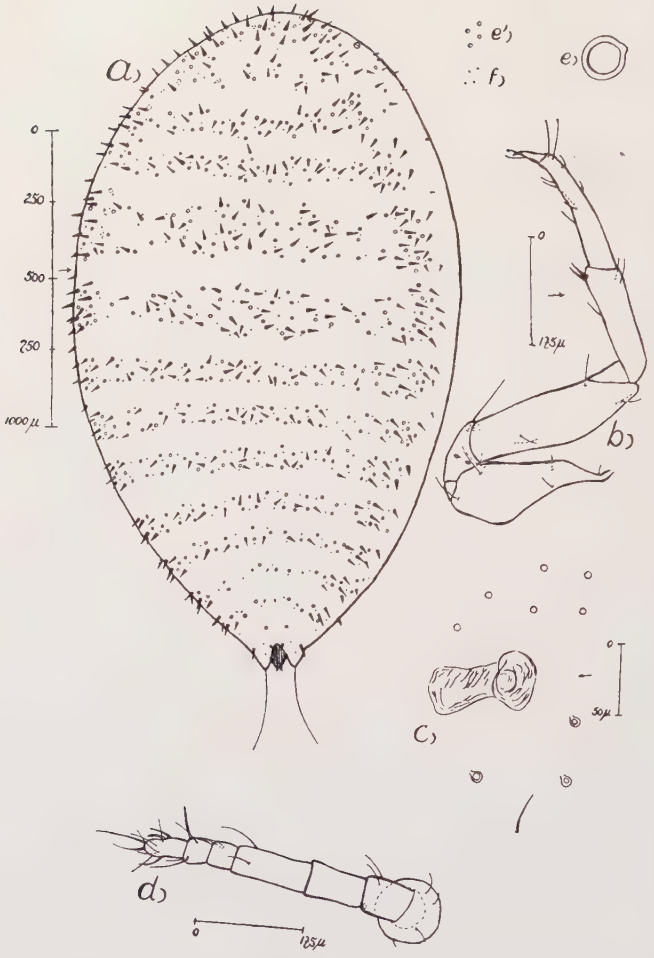


Abbildung 34. ***Eriococcus devoniensis*** GREEN a) Dorsalansicht des adulten Weibchens. b) Vordere Extremität des ad. Weibchens. c) Vorderes Stigma des ad. Weibchens. d) Antenne des ad. Weibchens. e) Dorsale, tubulöse Drüse (willk. vergr.). e') Bei a) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen. f) Bei a) verwendetes Symbol für Kleindrüsen

Die Schildlaus wurde in Franken an mehreren Plätzen im Unterwuchs trockenwarmer, schattiger Nadelgehölze gefunden. In völlig unbeschatteter Lage waren keine Vorkommen nachweisbar. Die Entwicklung erfolgte an schwachen Zweigen des Heidekrautes.

Eriococcus devoniensis überwinterte im Eistadium. Das Schlüpfen der Larven wurde im ersten Maidrittel beobachtet. Die erste Häutung erfolgte im letzten Mai- und ersten Junidrittel, die Zweithäutung der weiblichen Tiere Ende Juni und Anfang Juli. Von männlichen Stadien wurden Pronymphen am Anfang des letzten Junidrittels, Nymphen Ende Juni und geflügelte Imagines in den ersten Julitagen beobachtet. Die Eiablage der begatteten Weibchen erfolgte in der zweiten Julihälfte, vereinzelte Ablagen wurden noch im ersten Augustdrittel festgestellt. Pro Weibchen ergab die Auszählung von 20 Gelegen einen Durchschnitt von 56 (28—82) Eiern. Zur Eiablage verließen die Weibchen den Entwicklungsort nicht. Vier Chalcididenarten ließen fast kein Weibchen unparasitiert.

Eriococcus reynei n. sp.[6])

Beschreibung: Älteres, adultes Weibchen: Rötlich mit hellerer Felderung oder violett-rötlich gefärbt. Eiförmig, Hinterende in die Länge gezogen. Dorsalseite stark ge-

[6]) Die Gattung *Eriococcus* bedarf dringend einer Revision. Durch zahlreiche z. T. ungenügende Neubeschreibungen in den letzten beiden Jahrzehnten ist sie bis jetzt auf über 150 Arten angewachsen und sehr schlecht zu übersehen.

wölbt, Segmentgrenzen tief liegend. Länge der untersuchten Tiere nach der Präparation ca. 1500—1750 µ, Breite ca. 900—1080 µ. Antennen mittelgroß und gut entwickelt, siebengliederig; Formel: 3, 4, 1, 2, 7, 5 (6). Länge der Antenne ca. 240—250 µ, Beborstung ohne Besonderheit; 2. Antennenglied mit dorsalem Sinnesporus. Augen in seitlicher Lage unterhalb der Antennenbasis. Beine relativ klein, aber kräftig, Tibia und Tarsus etwa gleichlang. Borstenpaar am Ende des Tarsus und an der Klaue deutlich geknöpft, Trochanter mit beiderseits zwei Sinnesporen. Länge der Extremität mit Klaue ca. 500—520 µ. Labium langgestreckt, etwa doppelt so lang wie an der Basis breit, Beborstung relativ lang. Auf der Dorsalseite zahlreiche kleinere Dornen auf allen Segmenten, besonders in der vorderen Körperhälfte. Die seitlichen Dornen teilweise wenig größer als die Rückendornen, vor allem die der letzten Segmente. Analloben mit drei etwa gleichgroßen Dornen und einer langen, starken Endborste. Analring mit acht stärkeren Borsten. Auf der ganzen Dorsalseite zahlreiche tubulöse Drüsen (Dm. 12—14 µ) in ungefähr gleicher Verteilung; in ähnlicher Verteilung und Zahl Kleindrüsen (Dm. 1—2 µ). Ventralseite mit längeren Borsten in mittlerer Zahl, häufiger auf den Abdominalsegmenten und der Stirn; auf dem Thorax geringe Beborstung. Auf der ganzen Ventralseite zwischen den Borsten tubulöse Drüsen in geringerer Zahl und mit geringerem Durchmesser als dorsal (8—10 µ), weiterhin scheibenförmige, vorwiegend fünfporige Drüsen, hauptsächlich auf den letzten Segmenten. Stigmen gut ausgebildet, ohne auffällige Massierung scheibenförmiger Drüsen in der Umgebung (Abb. 36, 37, 38).

Ich benenne die Art zu Ehren des Schildlauskenners Dr. A. REYNE (Amsterdam).

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Sandgrube westlich Alterlangen.

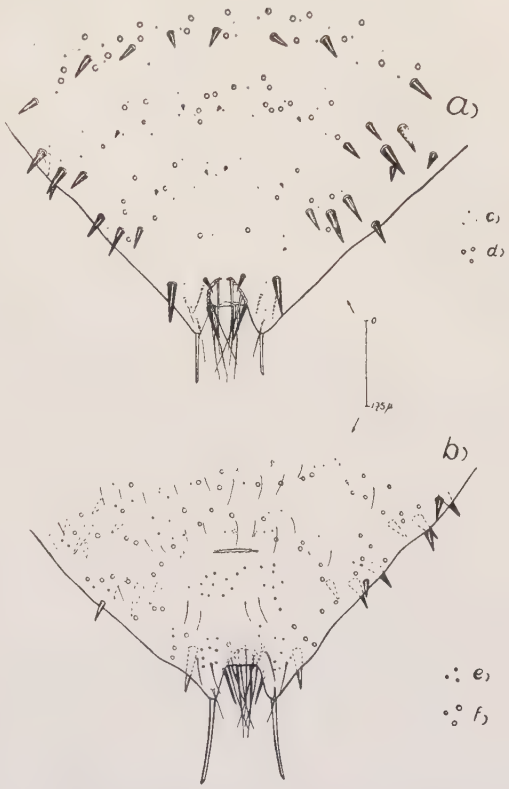


Abbildung 35. ***Eriococcus devoniensis*** GREEN a) Dorsalansicht des Abdomens des adulten Weibchens. b) Ventralansicht des Abdomens des ad. Weibchens. c) Bei a) verwendetes Symbol für Kleindrüsen. d) Bei a) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen. e) Bei b) verwendetes Symbol für scheibenförmige, fünfporige Drüsen. f) Bei b) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen

Beobachtungszeitraum: *1950.*

Nährpflanze: *Labiatae: Thymus serpyllum* (v/+—++).

Von der Art konnte nur ein Vorkommen auf einer warmen, diluvialen Sanddüne gefunden werden. Die Läuse lebten an schwachen, jungen Thymuszweigen, die dem Sandboden auflagen.

Wegen Materialmangel konnten nur wenige biologische Daten gesammelt werden. Anfangs des letzten Maidrittels häuteten sich die männlichen Zweitlarven zu Pronymphen, Ende Mai zu Nymphen und Imagines. Die geflügelten Männchen erschienen in den ersten Junitagen. Die Zweithäutung der weiblichen Tiere wurde Ende Mai festgestellt. Die Eiablage erfolgte im Laufe des Juli. Wahrscheinlich überwinterten die Gelege. Parasitierung wurde nicht festgestellt.

Gossyparia SIGNORET (LINDINGER: *Nidularia* TARG.)
Gossyparia ulmi (L.) (LDGR.: *N. spuria* MOD.)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Oberbayern.
Beobachtungszeitraum: 1948, *1949*, 1950.
Nährpflanze: *Ulmaceae: Ulmus campestris* (vvv/+−++++).

Die Schildlaus ist an angepflanzten Ulmen in Städten und Dörfern verbreitet und häufig, im freien Gelände seltener. Die stärksten Vorkommen wurden an windgeschützten, warmen Plätzen gefunden. Junge, in vollem Wachstum befindliche Bäumchen zeigten den größten Befall. Stellenweise kam es auch an kranken Ulmen zu starker Vermehrung. Die Läuse leben als Larven bis zum Spätsommer an Blättern und jungen Trieben, im Herbst und im Frühjahr in Rindenrissen schwächerer Stämmchen und Zweige. Bei starkem Befall wird der jährliche Zuwachs der Nährpflanzen stark herabgesetzt; an der Rinde jüngerer Stämme können sich auch kleinere, krebsartige Wucherungen bilden.

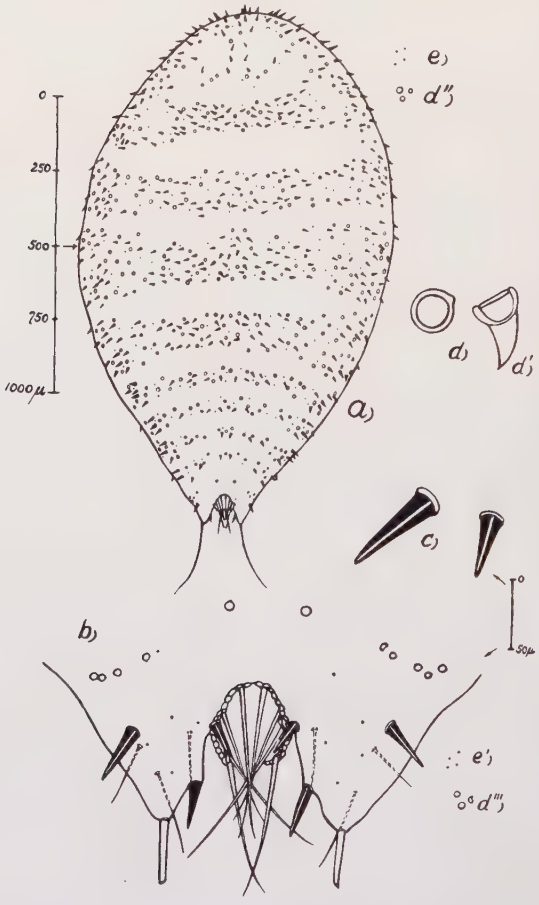


Abbildung 36. *Eriococcus reynei* n. sp. a) Dorsalansicht des adulten Weibchens. b) Dorsalansicht des Abdominalendes des adulten Weibchens. c) Dorsale Sekretdornen. d) Dorsale, tubulöse Drüse in Aufsicht und d') dorsale, tubulöse Drüse in Seitenansicht. e) Bei a) verwendetes Symbol für Kleindrüsen. d'') Bei a) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen. e') Bei b) verwendetes Symbol für Kleindrüsen. d''') Bei b) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen

Das Überwinterungsstadium bildete die Zweitlarve. Ein Teil der Läuse verließ im März und Anfang April den Überwinterungsort, um einen günstigeren Platz zur Weiterentwicklung aufzusuchen. Die ersten männlichen Pronymphenhäutungen erfolgten Ende März, die ersten Nymphen wurden Anfang April gefunden. Mit Beginn des April traten die Männchen, zunächst ausschließlich stummelflügelige Tiere, in Erscheinung. Die Hauptmasse der stummelflügeligen Tiere erschien im zweiten Aprildrittel. Ab Mitte April traten die ersten vollgeflügelten Männchen auf; das Gros erschien Ende April und im ersten Maidrittel, Nachzügler bis ins letzte Maidrittel. In allen größeren Kolonien kamen beide Männchenformen nebeneinander vor, in kleineren Kolonien wurden oft nur stummelflügelige oder nur vollgeflügelte Männchen beobachtet. Die Zahl der männ-

lichen Individuen war sehr unterschiedlich, teilweise wesentlich höher als die der weiblichen. Die weiblichen Zweithäutungen begannen mit dem ersten Auftreten von Männchen Anfang April und endeten im letzten Maidrittel bei den Nachzüglern. Die große Masse der weiblichen Tiere häutete sich im zweiten Aprildrittel. Die ersten Eiablagen wurden am 6. Juni beobachtet. Die Larven schlüpften wenige Stunden nach der Eiablage. Auch unbegattete Weibchen legten Eier ab, aus denen normale Larven krochen. Die Eiablage dauerte bis zum August. Ein Weibchen erzeugte im Durchschnitt 257 (117—416) Eier. Die Ersthäutungen der Larven begannen im letzten Julidrittel und vollzogen sich in der Hauptsache im August. Die Abwanderung der Zweitlarven in die Rindenrisse schwächerer Zweige und Stämme (die Entwicklung nach dem Schlüpfen erfolgt zunächst an Blättern und jungen Trieben) begann im August und zog sich bis Ende Oktober hin. Eine parasitische Chalcididenart konnte die Vermehrung der Coccide nicht wesentlich einschränken.

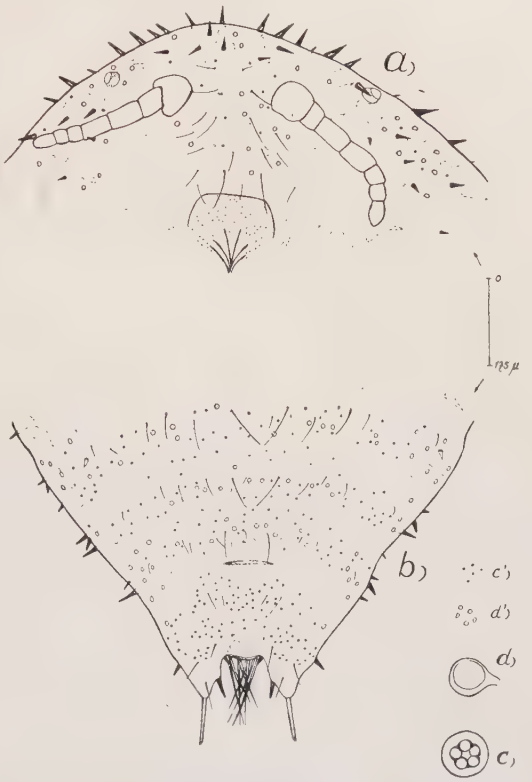


Abbildung 37. ***Eriococcus reynei*** n. sp. a) Ventrale Kopfansicht des adulten Weibchens. b) Abdomen des adulten Weibchens, ventral. c) Scheibenförmige, fünfporige Drüse (willkürlich vergrößert). c') Bei a) und b) verwendetes Symbol für scheibenförmige, fünfporige Drüsen. d) Ventrale, tubulöse Drüse (willk. vergr.). d') Bei a) und b) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen

Cryptococcus Douglas

Cryptococcus fagi (Bärensprung) (Lindinger: *Cr. fagisuga*)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Fränkischer Jura, Oberpfälzer Wald, Fichtelgebirge, Oberbayern.

Beobachtungszeitraum: 1948, *1949*, 1950.

Nährpflanze: *Cupuliferae: Fagus silvatica* (vv/+—+++).

Cryptococcus fagi wurde in allen untersuchten Gebieten festgestellt. In Franken entspricht die Verbreitung der Art den Vorkommen der Nährpflanze. Die Individuenzahl der an der Rinde von Buchenstämmen und -ästen in kleinen Rissen lebenden Laus ist gewöhnlich gering. Bei vereinzelten Massenvorkommen können große Teile der Rinde von starken, weißen Sekreten bedeckt sein. Auffälliger Schaden wurde nicht festgestellt.

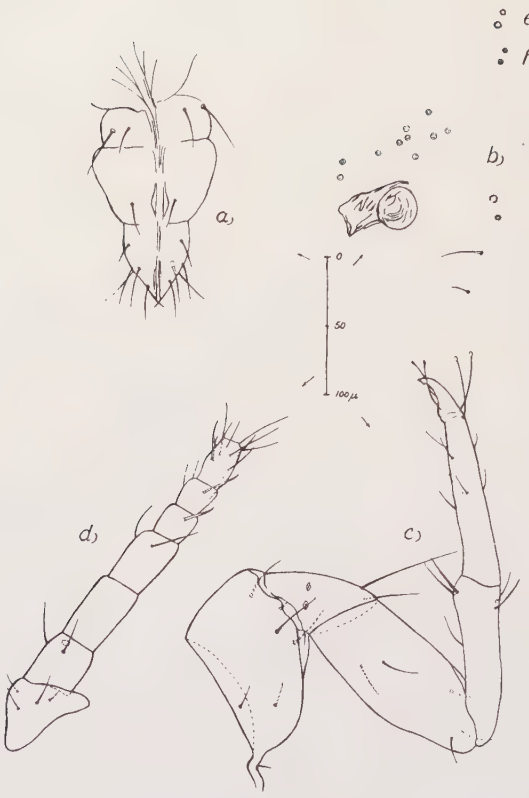


Abbildung 38. *Eriococcus reynei* n. sp. a) Labium des adulten Weibchens. b) Vorderes Stigma des adulten Weibchens. c) Vordere Extremität des adulten Weibchens. d) Antenne des ad. Weibchens. e) Bei b) verwendetes Symbol für tubulöse Drüsen. f) Bei b) verwendetes Symbol für scheibenförmige, fünfporige Drüsen

Zur Überwinterung gelangten nur die Erstlarven[7]). Die ersten Ersthäutungen erfolgten Ende März, bei der Masse der Tiere vom 5. bis 20. April. In extrem günstigen Lagen wurde die Zweithäutung Ende April beobachtet, unter gewöhnlichen Bedingungen in der zweiten Maihälfte. Die Eiablage begann Ende Juni, in der Hauptsache im Juli, vereinzelt erst Anfang August. Entsprechend dem unterschiedlichen Beginn der Ablage endete die Abgabe von Eiern im August, bei Nachzüglern im September. Pro Weibchen wurde in 100 Gelegen ein Durchschnitt von 19 (6—42) Eiern ausgezählt. Das erste Auskriechen von Larven wurde 5—6 Wochen nach der Eiablage Anfang August beobachtet. Auskriechende Larven konnten noch bis Mitte September festgestellt werden. Männchen oder männliche Entwicklungsstadien wurden nicht gefunden, die Fortpflanzung erfolgte rein eingeschlechtlich. Trotz sehr zahlreicher untersuchter Tiere war keine Parasitierung festzustellen.

Fonscolombia LICHTENSTEIN (LINDINGER: *Pseudochermes* NITSCHE) *Fonscolombia fraxini* (KALTENBACH)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Frankenjura, Oberbayern.
Beobachtungszeitraum: 1948, *1949*, 1950.
Nährpflanze: *Oleaceae: Fraxinus excelsior* (vv/+—+++).

In Franken ist die Coccide in Anlagen in Städten, im freien Gelände in Brüchen und an anderen feuchten Plätzen sehr verbreitet. Der Großteil aller Vorkommen zeigt hohe Individuenzahlen. An jüngeren Eschen sitzen die Schildläuse auf der glatten Rinde der Stämme und Äste, an älteren in kleinen Rindenrissen. Kränkelnde Bäume waren besonders stark besiedelt.

[7]) Im vergangenen Jahr (1951) hat Verfasser in Südbayern auch ältere Stadien bei der Überwinterung beobachtet.

Im weiblichen Geschlecht überwinterte die Zweitlarve, im männlichen die Pronymphe oder Nymphe. Bei den männlichen Tieren traten zu Beginn des 2. Märzdrittels Nymphenhäutungen und Häutungen zu Imagines ein; ab Mitte März erschienen die ersten flügellosen Männchen. Das Hauptauftreten der Männchen erfolgte im letzten Märzdrittel, Nachzügler erschienen in den ersten Apriltagen. 1950 wurden vereinzelt Nymphen- und Imagineshäutungen schon im 2. Februardrittel beobachtet. Die Zweithäutungen der weiblichen Tiere begann im zweiten Märzdrittel und endeten spätestens Ende März. Nach der Häutung verließ ein Teil der Weibchen den bisherigen Aufenthaltsort und saugte sich nach kurzer Wanderung wieder an. Die Männchen waren stellenweise den Weibchen an Zahl stark überlegen und traten in manchen Kolonien in solcher Stärke auf, daß die Stämme und Äste rötlich gefleckt aussahen. Die Eiablage begann im zweiten und letzten Maidrittel und endete im ersten und zweiten Junidrittel. Bei 100 ausgezählten Gelegen kamen auf ein Weibchen durchschnittlich 42 (6—93) Eier. Unbegattete Weibchen legten keine Eier ab. Im ersten Junidrittel schlüpften etwa 20 Tage nach der Eiablage die ersten Larven, die letzten im zweiten Julidrittel. Die Ersthäutungen begannen im letzten Julidrittel, die meisten Häutungen fanden in der ersten Augusthälfte statt. Die männlichen Zweitlarven häuteten sich von Mitte Oktober bis Anfang November zu Pronymphen und Nymphen. Trotz sehr reichlichen Materials konnte keine Parasitierung nachgewiesen werden.

Tribus: *Kermesini*

Tribus *Kermesini* (Übersicht nach der einzigen im Gebiet beobachteten Gattung *Kermes*).

Die *Kermesini* sind spezialisiertere, als adulte Weibchen kugelig-beerenförmige Schildläuse mit zäher, chitinbrauner Haut. Der weibliche Körper bildet sich bei der Eiablage zu einem „Brutraum" um: Die äußere Haut erstarrt und das Muttertier schrumpft im Laufe der Eiablage in der oberen Hälfte im Innern des durch das Erstarren der Haut entstandenen kugeligen Gebildes zusammen und macht so den Eiern Platz (gleicher Vorgang auch bei der Lecaniine *Physokermes piceae*). Der „Brutraum" ist in zwei Kammern geteilt, beide Abteilungen münden vor einem ins Freie führenden Spalt zusammen. Lokomotion ist nur der Erstlarve bis zum Festsaugen und der männlichen Zweitlarve vor der Verpuppung möglich. Bei der Entwicklung der weiblichen Tiere wurden zwei Häutungen beobachtet (Stadien: Erstlarve, Zweitlarve, adultes Tier). Antennen und Extremitäten werden bei jeder Häutung stärker rückgebildet. Die männlichen Tiere durchlaufen vier Häutungen (Stadien: Erstlarve, Zweitlarve, Pronymphe, Nymphe, Imago). Die männlichen Zweitlarven besitzen im Gegensatz zu den weiblichen kräftige Extremitäten und Antennen. Die Entwicklung der beiden ersten Stadien beider Geschlechter erfolgt unter einer festen, mit Darmausscheidungen verkitteten Hülle aus fädigen Sekreten. Vor der Verpuppung befreit sich die männliche Zweitlarve aus dieser Hülle und legt nach mehrstündiger Wanderung ein oval geformtes, aus lockeren, fadenartigen Sekreten gebildetes Puparium an. In diesem Puparium, das dem der *Eriococcini* und *Pseudococcini* — ♂ ♂ gleicht, findet die weitere Verwandlung statt. Die Ersthäutung beider Geschlechter und die restlichen männlichen Häutungen sind im Prinzip gleichartig; die in der Kopfgegend gesprengten alten Häute werden aktiv vom Körper gestreift. Die

zweite Häutung der weiblichen Tiere ist abweichend: Unter der alten Haut erfolgt eine Hautneubildung, dann wird die kräftige Exuvie durch erneutes Größenwachstum des Tieres ventral an der schwächsten Stelle gesprengt. Mit zunehmender Größe der Laus werden die beiden in der Mitte zusammenhängenden Hälften der Exuvie auf den Rücken geschoben und bleiben dort noch längere Zeit liegen. Die Junglarven verlassen einige Stunden nach dem Schlüpfen die „Bruträume" durch einen am Hinterende derselben gelegenen Spalt und wandern bis zum Festsetzen nach einigen Stunden lebhaft umher.

Kermes Boitard (Lindinger: *Talla* Heyd.) *Kermes quercus* (L.)

Vorkommen: Mittelfränkisches Becken, Fränkischer Jura.
Beobachtungszeitraum: 1948, 1949, *1950.*
Nährpflanzen: *Cupuliferae: Quercus robur* (vv/+—+++), *Qu. sessiliflora* (v/+).

Die an Eichen gebundene Coccide lebt im Fränkischen Becken in teilweise sehr starken Kolonien vorzugsweise auf Bäumen an feuchten Plätzen (an Bächen, auf lehmigen Böden), besitzt aber im allgemeinen nur örtliche Verbreitung. Auf angepflanzten Eichen in Städten tritt die Art nur vereinzelt auf. Die Entwicklung erfolgt in den Borkenrissen schwächerer und stärkerer Eichenstämme, weniger an Ästen und kleinen Zweigen. Die Art liebt warme Plätze, vielfach sind die Südseiten der Eichenstämme am dichtesten besiedelt. Bei starkem Befall zeigen manche Eichen Schleimfluß. Vergesellschaftungen mit anderen Eichenschädlingen sind häufig zu beobachten.

Zweite Larven beider Geschlechter waren die Überwinterungsstadien. Die männlichen Zweitlarven arbeiteten sich ab Mitte März aus ihren Hüllen, wanderten mehrere Stunden umher und bildeten unter Flechten und Borkenschuppen die Puparien. Die letzten männlichen Zweitlarven wurden Ende März auf Wanderung beobachtet. Im ersten Aprildrittel erfolgten die ersten Pronymphen-, im zweiten Drittel die ersten Nymphenhäutungen; im letzten Monatsdrittel wurden die ersten, geflügelten männlichen Imagines in den Puparien gefunden. Die große Masse der Männchen erschien Anfang Mai, Nachzügler bis Mitte Mai. Bei den weiblichen Tieren wurden die ersten Zweithäutungen im letzten Aprildrittel beobachtet, der Großteil der Tiere häutete sich Ende April und Anfang Mai, Nachzügler bis Ende des ersten Maidrittels. Nach der wahrscheinlich erforderlichen Begattung begannen die ersten Weibchen zu Beginn des letzten Maidrittels mit der Eiablage, die meisten Individuen Ende Mai und Anfang Juni. Die Eiablage dauerte bis zum Ende des zweiten Junidrittels. Die durchschnittliche Eizahl pro Weibchen (bei 100 ausgezählten Gelegen) betrug 1538 (371—2503) Eier. Etwa 14 Tage nach der Eiablage krochen in den ersten Junitagen die ersten Junglarven aus. Die meisten Erstlarven wurden Mitte Juni, die letzten Mitte August beobachtet. Nach dem Festsetzen in Borkenrissen bildeten die Larven ihre Sekretschutzhüllen aus. Die ersten Ersthäutungen wurden Mitte August beobachtet, hauptsächlich aber im Laufe des September. Nach anfänglich langsamer Größenzunahme im zweiten Larvenstadium setzte in der zweiten Oktoberhälfte stärkere Größenzunahme und Sekretion ein. Ende Oktober und Anfang November war der Überwinterungszustand erreicht. Zwei Chalcididenarten parasitierten in vielen Weibchen. *Sesia vespiformis*-Larven fraßen im Mai Gelege der Eichenschildlaus aus.

(Zweiter Abschnitt folgt im nächsten Heft.)

Zur Kenntnis der Hyperparasiten von *Pieris brassicae* L.

5. Beitrag: *Hemiteles simillimus sulcatus* Die Metamorphose

Von

H. Blunck, Bonn

Mit 2 Tabellen und 43 Abbildungen

Inhalt: A. Einleitung S. 421. — B. Das Ei und die Embryonalentwicklung S. 422. — C. Die Larve S. 423. — I. Morphologie S. 423. — a) Allgemeines S. 423. — b) 1. Stadium S. 428. — c) 2. Stadium S. 429. — d) 3. Stadium S. 429. — e) 4. Stadium S. 429. — f) 5. Stadium S. 429. — II. Biologie S. 431. — D. Die Puppe S. 441. — E. Entwicklungsdauer und Zahl der Generationen S. 452. — F. Schlüpfstunden und Schlüpffolge von *H. simillimus sulcatus* und einigen anderen Parasiten von *Apanteles glomeratus* L. S. 452. — G. Schrifttum S. 459.

A. Einleitung

Im Jahre 1951 wurde in dieser Zeitschrift über die Lebensgewohnheiten der Vollkerfe von *Hemiteles simillimus* Taschb. *sulcatus*, der zugleich seinen morphologischen Besonderheiten nach gekennzeichnet wurde, berichtet (Blunck 1951, S. 335—405). Inzwischen ist auch die Metamorphose so weit klargestellt, daß sie nachstehend beschrieben werden kann. Eine Übersicht über die Schlüpfzeit dieser Art im Rahmen der Schlüpffolge einiger anderer bekannter Parasiten von *Apanteles glomeratus* L. ist beigefügt.

Zwecks Erzielung der Eiablage brachten wir ein oder mehrere Pärchen oder auch einzelne Weibchen in die gleichen Kulturzylinder, die wir zur Aufzucht anderer bei *Pieris brassicae* L. parasitierender Ichneumoniden benutzten (Blunck 1944, S. 439—441). Die 20 cm hohen und 8—9 cm weiten Gläser standen auf einer Glasplatte und waren oben mit nicht zu dichter Gaze verschlossen. Ein in einem Gläschen mit Wasser stehender Trieb von *Tradescantia* bot den Tieren Kletter- und Versteckmöglichkeiten. Ein ständig feucht gehaltener Wattebausch am Grund des Zwingers diente als Tränke, ein Brocken Dextropur als kohlehydrathaltige Speise. Es können aber Wasser und Nahrung auch durch Versetzen der Watte mit Zuckerwasser kombiniert gereicht werden. Blüten wurden nur zu Beginn der Untersuchungen beigegeben. Sie erwiesen sich später als entbehrlich. Die Wespen hielten sich in den so ausgestatteten Gefäßen ausgezeichnet. Sie lieferten laufend reichlich Brut.

Zu deren Aufzucht dienten die gewöhnlichen Petridoppelschalen (Höhe mindestens 2 cm, Weite 10 cm). Es genügte, die von den Weibchen bestifteten Kokons von *Ap. glomeratus* unmittelbar oder auf einem Objektträger in die Schale zu legen. Embryonalentwicklung und Metamorphose verliefen dann ungestört. Wenn die *Apanteles*-Larve mit ihrem Parasiten aus dem Kokon entnommen war und frei in das Glas gelegt wurde, entwickelte sich letzterer zwar auch weiter, es empfahl sich dann aber, die Schale zusätzlich mit einem feuchten Wattebausch zu beschicken. Anderenfalls neigte die Ichneumoniden-Larve zum Abwandern. Unbedenklich kann man die Eier und die Larven von einer *Apanteles*-Larve auf eine andere übertragen. Die Entwicklung wird dadurch nicht gestört. Es war daher möglich, einen und denselben Kokon zunächst mehrmals belegen zu lassen und dann die Eier einzeln auf eine entsprechende Zahl von *Apanteles*-Larven zu verteilen. Unterbleibt das, so kommt je Kokon nur 1 Larve zur vollen Entwicklung.

Mikrobeobachtungen erfolgten mit einem Binokular nach Greenough und so weit nötig, unter Miteinsatz von 2 Auflichtbeleuchtungslämpchen Liminlolax der Firma Leitz, Wetzlar, die sich bestens bewährten.

B. Das Ei und die Embryonalentwicklung

Wie bei allen uns bekannt gewordenen *Hemiteles*-Arten ist das Ei (Abb. 1) auch bei *Hem. simillimus sulcatus* schlank, meist ein wenig gekrümmt, nach dem analen Pol zu verjüngt, dünnhäutig und von weißer Farbe. Die Oberfläche hat schwach opalisierenden Glanz. Die Größe wechselt etwas mit der des Muttertieres, doch sind die Eier eines Weibchens untereinander durchweg von gleicher Dimension. Im Maximum betrug die Länge 0,78, im Minimum 0,62 mm; der Durchmesser lag um 0,16 mm, doch mögen auch kleinere Eier vorkommen. Während die Vollkerfe sich in der Größe von *Hemiteles fulvipes* Grav. nur wenig unterscheiden, sind die Eier letzterer Art wesentlich kleiner. FAURE (1926, S. 154) gibt die Maße für diese mit 0,42×0,1 mm an. Nach MARTELLI (1907, S. 216) beträgt die Länge 0,49 mm und die Dicke an dem verjüngten Pol 0,087 mm, an dem stärkeren Pol 0,14 mm. Wir registrierten als Eilänge 1mal 0,44, 5mal 0,45, 5mal 0,46, 4mal 0,47, 1mal 0,48, 1mal 0,5, 1mal 0,52, 1mal 0,62, 1mal 0,63, 1mal 0,64, 2mal 0,65, 2mal 0,66 und 1mal 0,68 mm. Als Dicke maßen wir durchschnittlich 0,12 und maximal 0,16 mm.

Abb. 1. Reifes Ei von *H. simillimus sulcatus* aus dem Ovar des Weibchens

Die Mikropyle erscheint bei beiden Arten als kraterförmige Bildung am apikalen Pol. Die Wandung des Eis ist dort flach kegelförmig aufgeworfen, in der Mitte aber etwas eingedellt.

Weitere Details sind am frisch abgesetzten Ei äußerlich nicht sichtbar. Mehrmals fiel uns bei legereifen Eiern im Ovar ein heller Fleck in der Nähe des apikalen Pols auf.

Wie bei vielen anderen Hymenopteren verläuft die Embryonalentwicklung überaus rasch. Ihre Dauer gibt FAURE (1926, S. 154) für *H. fulvipes* Grav. bei 16° mit 4 Tagen an, bei normaler Zimmertemperatur (18—19°) verläuft sie noch schneller und ist schon nach rund 2 Tagen beendet. Wir registrierten bei 15—17½—20° zwischen 2 und 3 Tagen und bei 17—19½—21½° etwa 2 Tage als Entwicklungsdauer. Für *H. simillimus sulcatus* gilt etwa das gleiche. Hier schwankte die Zeit, welche von der Eiablage bis zum Schlüpfen der Larven verstrich, zwischen reichlich 1 und höchstens 5 Tagen. Im einzelnen registrierten wir 2mal 1—2 Tage (17—19—21½°), 18mal 2—3 Tage (16—18½—21°), 3mal 3—4 Tage (15—17½—20° bzw. 15—17,2—19° bzw. 14—16,2—20°) und 1mal 4—5 Tage (14—16½—20°).

Morphologisch haben wir die Embryogenese nicht studiert. Sie läßt sich aber schon am lebenden Objekt in vielen Details verfolgen. *Hem. simillimus sulcatus* dürfte also für einschlägige Untersuchungen ein geeignetes Objekt abgeben. Der Reifungszustand läßt sich u. a. an der Menge des unverarbeiteten Teils des Nahrungsdotters ablesen. Dieser erscheint im durchfallenden Licht als gelblichweiße, zentral gelegene Masse. Sie wird mit Fortschreiten der Entwicklung laufend reduziert. Bei der Ablage sind die Eier relativ weich, sie werden aber bald, wohl infolge osmotischer Aufnahme von Wasserdampf aus der Umgebung, so prall und elastisch, daß sie wie ein Gummiball fortspringen, wenn unvorsichtig mit ihnen hantiert wird. Der reife Embryo füllt das Ei nicht mehr vollständig aus. Er läßt vor allem unter dem Vorderpol einen kleinen Raum frei. In dessen Bereich fällt die Eihülle dann oft etwas zusammen, ein Zeichen, daß die Embryogenese zu Ende geht.

C. Die Larve

I. Morphologie

a) Allgemeines

An eingehenderen Untersuchungen über die Larven der Ichneumoniden, auf die wir uns bei den biologischen Studien hätten stützen können, fehlt es. Von einigen Arten hat RATZEBURG (1844) die Larven beschrieben, die von *Anomalon circumflexum* sogar ziemlich eingehend (l. c. S. 80—84). Wir kommen darauf noch zurück (s. S. 425, 427). Die von STELLWAAG (1921, S. 36—37) zitierten Arbeiten von RILEY über *Pimpla instigator* und von CHEWYREW (1913) waren uns nicht zugänglich. Wir haben daher die Larven von *Hem. simillimus sulcatus* und von *H. fulvipes* Grav., so weit es für unsere Zwecke nötig war, selber untersucht und geben nachstehend eine Beschreibung. Die Befunde lassen sich im wesentlichen vorweg dahin zusammenfassen, daß auch diese Larven in den Hauptzügen den bei den Hymenopteren verbreitetsten Madentyp repräsentieren und dabei eine Mittelstellung zwischen den primitiveren Formen der Symphyten und abgeleiteten Gestalten, wie sie bei den Chalcididen auftreten, einnehmen. Am nächsten stehen sie, wie die wohl aller Ichneumoniden, denen der Braconiden.

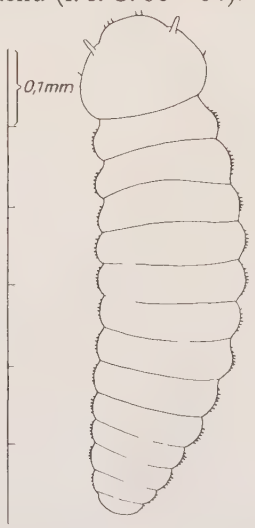


Abb. 2. Junglarve von ***H. simillimus sulcatus*** vom Rücken gesehen. (Hautskulpturen dorsal und lateral vorhanden, aber nur, soweit in der Aufsicht bei dieser Vergrößerung erkennbar, eingezeichnet, ebenso die echten Haare)

Der spindelförmige, in allen Segmenten gelblichweise, hinten spitzer als vorn zulaufende Körper ist scharf in Kopf und Rumpf gegliedert.

Die Kopfkapsel und nur diese ist etwas stärker chitinisiert und dadurch in der Form festgelegt. Sie erscheint von vorn betrachtet etwa kreisförmig (Abb. 4) und von der Seite gesehen unten abgestutzt. Die sich vorn gabelnde und das Stirndreieck einschließende sutura metopica läßt sich von der Stirn (fr in Abb. 4, 5, 6) bis in das Hinterhaupt verfolgen. Auch der Clypeus (cl in Abb. 4, 5, 6) ist gut abgegrenzt, nicht aber das wohl mit in diesen eingeschmolzene Labrum. Hautskulpturen fehlen, die Kapsel ist ganz glatt. Nur die Mundpartie ist einschließlich der Unterlippe fein gerunzelt oder, richtiger gesagt, mit kleinen Höckern besetzt und damit ebenso strukturiert wie der Thorax. Auf dem Scheitel steht jederseits ein Tasthaar, je drei weitere finden sich beiderseits oberhalb der Mundpartie. Sicher nachweisen konnten wir die einen wie die anderen aber meist nur bei der Altlarve.

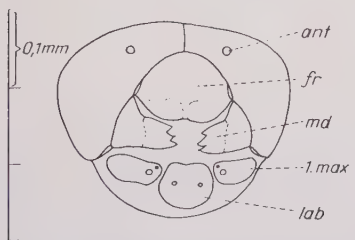


Abb. 3. ***Vespa crabro*** L. Kopf der Altlarve von vorn gesehen. ant = Antenne, fr = Stirndreieck, md = Mandibel, 1.max = 1. Maxille, lab = Labium

Augen fehlen.

Die Antennen sind schwach entwickelt, aber sowohl bei der Larve selbst wie bei abgestreiften Häuten leicht als eingliedrige Zapfen auf der Stirn nachweisbar. Sie bilden das auffälligste und sicherste Unterscheidungsmittel zwischen *H. simillimus sulcatus* und *H. fulvipes* Grav. Bei

ersterer sind sie nämlich fast haarförmig schlank (a bzw. ant in Abb. 2, 4, 5, 6), bei letzterer haben sie dagegen die Form kleiner, dicker Zapfen, deren Durchmesser an der Basis fast der Länge gleichkommt (Abb. 7).

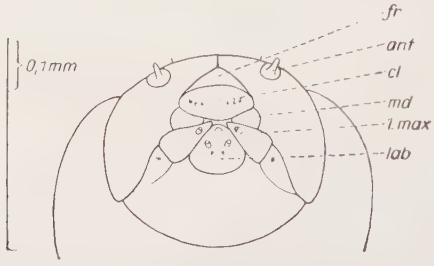


Abb. 4. *H. simillimus sulcatus.* Kopf der Altlarve von vorn gesehen. ant = Antenne, fr = Stirndreieck, cl = Clypeus (?+Labrum), md = Mandibel, 1. max = 1. Maxille, lab = Labium mit Palpen und Spinnwarze

Der Stellung des Mundes nach ist das Tier halbwegs prognath, halbwegs orthognath. Die Mundwerkzeuge sind stark reduziert, noch etwas stärker als bei den Larven der Aculeaten, von denen wir als Abb. 3 den Kopf einer Larve von *Vespa crabro* L. wiedergeben, und gleichzeitig etwas mehr umgeformt, aber in allen Teilen leicht homologisierbar. Ersteres hängt wohl damit zusammen, daß die Nahrung offenbar mehr saugend als kauend und leckend aufgenommen wird. Die ganze Mundpartie ist dementsprechend weichfleischig. Sie kann einerseits vorgestülpt und andererseits schröpfkopfartig eingezogen werden. Die Mandibeln sind in die Mundhöhle verlagert. Sie werden nur sichtbar, wenn die Mundpartie vor- bzw. ausgestülpt wird. Nur sie sind stark chitinisiert, besonders in der etwas sichelförmig eingekrümmten, sehr scharfen Spitze (Abb. 8). In der Breitenansicht erscheinen sie als ein fast gleichseitiges Dreieck, von der Kante gesehen als ziemlich schmalbasiges Stilett (Abb. 9). An der Basis sind sie durch Condyli an den Spangen des Endoskeletts des Kopfes (Abb. 6) verankert und schon dadurch als aktiv beweglich kenntlich. An ihrer Innenkante ist bei älteren Larven von Ichn. 3/14 kurz hinter der Spitze eine feine Riffelung sichtbar (Abb. 8 D u. E, Abb. 9). Sie dienen wohl nur zum Anschneiden oder richtiger Anstechen der Haut des Beutetieres. Nun ist die Larve von *A. glomeratus* an sich keineswegs stark gepanzert, für die zarten Junglarven von *Hem. simillimus sulcatus* und *H. fulvipes* Grav. bedeutet die Durchbrechung des Chitins aber doch eine schwere Aufgabe. Sie macht die relativ starke, sich durch braune Färbung der Spitzenpartie des Organs bekundende Chitinisierung der Mandibeln und die kräftige Ausbildung des Endoskeletts des Kopfes (Abb. 6) verständlich.

Unterhalb der somit ebenso wie bei anderen Ichneumoniden (KUNTZE, 1933, S. 84) relativ kräftigen Mandibeln liegen die nur bei den Altlarven einigermaßen deutlich abgegrenzten 1. Maxillen (1. max. in Abb. 4, 5, 6). Sie erscheinen als trapezförmige oder stumpfdreieckige Felder, die außen durch ein, bei der Altlarve von *Hem. simillimus sulcatus* ein Härchen tragendes weiteres dreieckiges, morphologisch wohl dem Basalstück der Maxille entsprechendes Feld begrenzt werden (Abb. 4). Das innere Feld trägt in der Nähe der Spitze als flache Papille die letzte Spur der im übrigen völlig geschwundenen Palpen. Innerhalb eines ovalen Flecks ist dabei exzentrisch ein kleines, helles,

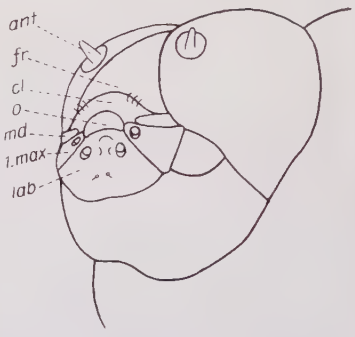


Abb. 5. *H. simillimus sulcatus.* Kopf der Altlarve von der Seite und von vorn gesehen. ant = Antenne, fr = Stirndreieck, cl = Clypeus (? + Labrum), o = Mund, md = Mandibel, 1. max = 1. Maxille, lab = Labium

kreisrundes Feld abgegrenzt. Beide zusammen dürften den hier ineinander aufgehenden, bei *Ichneumon Pisorius* nach RATZEBURG (1844, S. 132) ebenso wie bei *Vespa crabro* (Abb. 3) noch getrennten, kreisförmigen, sich hier wie dort kaum noch oder gar nicht mehr über die Umgebung erhebenden Papillen entsprechen. Unstreitig sind die ersten Maxillen in beiden Fällen nicht mehr zu mechanischer Arbeit befähigt, sondern ganz zu Sinnesorganen mit vermutlich Chemoperceptoren-Charakter reduziert. Das ist wohl auch bei den übrigen Hymenopteren nicht anders, die morphologische Reduktion scheint aber nicht immer so weit zu gehen wie hier. RATZEBURG (1844, S. 83 und Bd. III, Taf. 9, Fig. 16) meint nämlich, bei einer Larve von *Anomalon circumflexum* dreigliedrige Unterkiefer nachgewiesen zu haben, wobei er die beiden letzten vermutungsweise als die Taster anspricht. Gut abgegrenzt ist das kräftig vorgewölbte, fleischige L a b i u m (lab in Abb. 4, 5, 6). Auch auf ihm ist jederseits ein kleiner ovaler Fleck konturiert mit exzentrisch gelegenem kreisrundem Innenfeld. Es ähnelt stark den Feldern auf dem 1. Maxillarkomplex, und wir möchten es daher als Rest der Labialpalpen ansprechen. Diese sind stärker reduziert als bei *Anomalon circumflexum,* wo RATZEBURG (1844, S. 83 u. Bd. III, Taf. 9, Fig. 16) deutlich eingliedrige Taster nachwies. Ganz vorn am Labium ist zuweilen (Abb. 4, 5) ein halbmondförmiger Fleck sichtbar, der wohl der Mündung der S p i n n d r ü s e n entspricht. An homologer Stelle, d. h. auf der Mitte der Unterlippe, sah RATZEBURG (1844, S. 131—132) bei einer anderen Ichneumoniden-Larve *(Ichneumon Pisorius)* ein Tröpfchen hervortreten. Außer den bereits erwähnten Härchen auf der Oberlippe bzw. dem Clypeus und dem Außenfeld der 1. Maxille lassen sich bei der Altlarve von *Hem. simillimus sulcatus* an entsprechend aufgehellten Präparaten noch auf und unterhalb der Unterlippe einzelne winzige, teils in Abb. 4, 5 und 6 eingezeichnete Haare nachweisen, ferner ein paar äußerst kleine, kreisrunde Organe, die vielleicht als „Gruben ohne Kegel" und somit als Organe des chemischen Sinns anzusprechen sind. Wir fanden sie (Abb. 6) auf der Unterlippe und hart oberhalb der vom Clypeus (und Labrum), den Mandibeln und den beiden Maxillen begrenzten eigentlichen Mundöffnung (o in Abb. 5). Letztere wird nur während der Nahrungsaufnahme sichtbar. In der Ruhe liegt die Unterlippe in der Mitte fest der Oberlippe an, und seitlich begrenzen die Oberkieferfelder den Spalt.

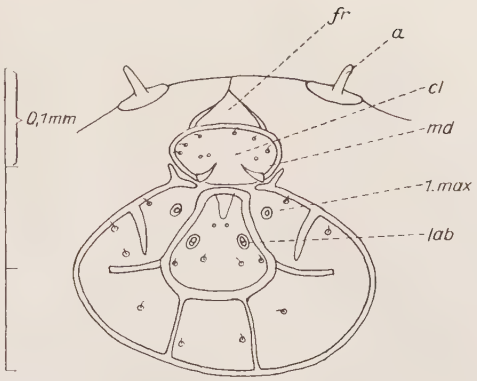


Abb. 6. ***H. simillimus sulcatus.*** Altlarve. Vorderkopf mit Endoskelett nach Quetschpräparat. fr = Stirndreieck, a = Antenne, cl = Clypeus (? + Labrum), md = Mandibel, 1. max = Rudiment des Tasters der 1. Maxille, lab = Rudiment des Tasters des Labium

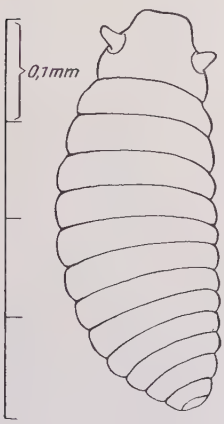


Abb. 7. ***Hemiteles fulvipes*** Grav. Junglarve, von oben gesehen. Larve stark kontrahiert

Der Rumpf der Larve besteht aus 13 freiliegenden Segmenten, also aus 3 thorakalen und 10 abdominalen Ringen (Abb. 2, 15, 16, 19, 21). Der Thorax geht, so lange das Tier noch nicht zur Verpuppung rüstet, ohne tiefere Einschnürung in das Abdomen über. Die größte Breite liegt im Bereich des 3. bis 5. Abdominalsegments. So lange die Larve nicht verpuppungsreif ist, sind alle Körperringe im Querschnitt etwa kreisförmig. Wülste und sonstige Erhabenheiten fehlen. Sowohl am Brustabschnitt wie am Hinterleib stehen äußerst spärlich einzelne winzige Tasthaare. Auf ihre Eintragung in den Abbildungen wurde verzichtet, weil sie zu klein sind, um im richtigen Verhältnis dargestellt werden zu können. Hautskulpturen sind auf allen Segmenten in Form kleiner, teils spitzer, teils stumpfer Höcker vorhanden. Sie sind bei *Hem. simillimus sulcatus* weit stärker ausgeprägt und größer als bei *H. fulvipes* Grav., besonders bei der Junglarve (Abb. 10) und werden im übrigen bei Besprechung der Sondercharaktere der einzelnen Stadien näher behandelt.

Die Stigmen (Abb. 16 u. 19) sind äußerst klein und bei der lebenden Larve nur schwer sichtbar zu machen. Sie liegen dorsolateral. Wir zählten insgesamt nur 9 Paare, auch bei der Altlarve, während die Normalzahl bei Hymenopteren 10 beträgt. Ein thorakales Stigma liegt ziemlich weit vorn im Grenzgebiet zwischen Pro- und Mesothorax. Das 2. Stigma des Thorax scheint rückgebildet zu sein. Wir konnten selbst bei der Altlarvenhaut seine Spur nicht mehr nachweisen, während es bei anderen Hymenopterenlarven, z. B. bei *Vespa crabro,* leicht auf der Grenze vom Meso- zum Metathorax erkennbar ist. Die acht abdominalen, auf die ersten acht Ringe entfallenden Paare sind dagegen ohne weiteres sichtbar, wenigstens an den Exuvien älterer Larven. Bei diesen sind sie offen, zum mindesten bei der Junglarve aber vielleicht zum Teil geschlossen (Näheres siehe bei der Beschreibung der einzelnen Larvenstadien). Übrigens scheinen auch bei anderen Ichneumonidenlarven oder doch bei einem Teil derselben nur neun offene Stigmenpaare vorzukommen. So sagt RATZEBURG (1844, S. 131) bei Beschreibung der Larve von *Ichneumon Pisorius:* „Luftlöcher, wie gewöhnlich, 9".

Tabelle 1. Hemiteles simillimus sulcatus,

	Länge des Körpers	Breite des Kopfes	Breite des Prothorax
1. Stadium	0,4—**0,65** – 0,95 (21) [1]	0,13—**0,15**—0,17 (30)	0,13—**0,18**—0,21 (22)
2. Stadium	0,7—**0,87**—1,2 (8)	0,17—**0,2**—0,23 (15)	0,22 – **0,24** – 0,29 (12)
3. Stadium	0,8 – **1,3** – 1,5 (9)	0,23—**0,25**—0,28 (13)	0,3—**0,33**—0,38 (12)
4. Stadium	1,2—**1,83**—2,25 (8)	0,29—**0,31**—0,35 (16)	0,38—**0,42** – 0,48 (15)
5. Stadium	2,1 – **2,9** – 3,4 (15)	0,4 [2]—**0,43** – 0,49 (27)	0,47 – **0,59** – 0,75 (14)

[1]) in ( ) Zahl der untersuchten Individuen. [2]) verzwergt 0,33.

Der letzte Hinterleibsring endet gerundet. Nur kurz vor der Häutung zur Puppe erscheint er andeutungsweise zweiteilig (Abb. 19). Schwanzartige Anhänge, wie sie manchen anderen Hymenopteren-Larven zukommen (Abb. 12), fehlen also.

Die Ermittlung der Zahl und Kennzeichnen der Larvenstadien bereitete zunächst viel Mühe. Es hängt das damit zusammen, daß sie nur an Hand der abgestreiften Häute mit Sicherheit zu ermitteln sind, und daß diese meist fest mit der Wirtslarve verklebt, auf ihr aber als glashell durchsichtig nur sehr schwer auffindbar sind. Das gilt besonders für die jüngeren Stadien, während die älteren dank der festeren, ihre Form bewahrenden Kopfkapsel eher auffallen. Schließlich konnte mit Sicherheit festgestellt werden, daß die beiden hier in Rede stehenden Arten 5 Larvenstadien durchlaufen. Das kann insofern nicht überraschen, als auch anderen Hymenopteren 5 Stadien zukommen (Bischoff, 1927, S. 521). Ob solches für alle Ichneumoniden gilt, ist zweifelhaft. Ratzeburg (1844, S. 80—84) konnte bei *Anomalon circumflexum* nur vier nachweisen, mag aber ein Stadium übersehen haben. Darin liegt kein Vorwurf. Es ist eher erstaunlich, daß es schon damals trotz der primitiven Hilfsmittel geglückt ist, vier Stadien auseinanderzuhalten und bis in die Details zu charakterisieren. Nun sind die morphologischen Unterschiede bei *Anomalon circumflexum* allerdings verhältnismäßig tiefgreifend. Bei unseren *Hemiteles-Arten* sind sie gering. Hier lassen sich die einzelnen Stadien mit Ausnahme der Junglarve im wesentlichen nur durch die unterschiedliche Größe charakterisieren, und auch dabei kommen Überschneidungen vor. Nur die Mittelwerte sind hinreichend geschieden. Wir haben diese und die Extreme für alle untersuchten Individuen in Tab. 1 zusammengestellt. Daß die starke Differenz zwischen den Minima und Maxima der Thoraxbreite und der Körperlänge innerhalb der Stadien weniger auf individuellen Unterschieden als auf Größenzunahme während des Durchlaufens des betreffenden Stadiums beruht, versteht sich wohl von selbst.

Körpermaße der Larve in mm.

Länge der Antennen	Länge der Mandibeln	Durchmesser der Stigmengrube	
		Thorax	Abdomen
0,017—**0,025**—0,029 (15)	0,023—**0,029**—0,033 (11)	0,004—**0,006**—0,008 (2)	0,002—**0,003**—0,004 (3)
0,015—**0,02**—0,024 (6)	0,038—**0,044**—0,055 (14)	0,007—**0,01**—0,014 (5)	0,006—**0,008**—0,012 (8)
0,016—**0,021**—0,025 (7)	0,045—**0,052**—0,057 (7)	0,012—**0,014**—0,018 (6)	0,008—**0,012**—0,017 (6)
0,025—**0,026**—0,029 (8)	0,055—**0,063**—0,07 (8)	0,015—**0,018**—0,022 (6)	0,012—**0,013**—0,015 (6)
0,024—**0,028**—0,03 (4)	0,075—**0,084**—0,09 (7)	0,02—**0,022**—0,023 (3)	0,017—**0,020**—0,022 (3)

b) 1. Stadium

Die Junglarve (Abb. 2) ist von den älteren Stadien vor allem durch den relativ großen, fast halbkugeligen Kopf unterschieden. Wenn das Tier schlüpft, ist dieser breiter als der Prothorax (Abb. 2 u. 13). Er tritt auch, nachdem das Tier mit der Nahrungsaufnahme begonnen hat, hinter dem Thorax weniger stark zurück als bei älteren Larven. Der Vorderkopf ist ein wenig mehr vorgezogen als bei den späteren Stadien. Die verhältnismäßig langen, schlanken Fühler ragen ein gutes Stück über die Seiten des Kopfes hinaus. Die Kopfkapsel ist so weich, daß sie bei den Schluckbewegungen des Tieres in der Scheitel- und Stirnpartie nach Art einer Fontanelle eine Eindellung erfährt. Stärker als später kann

Abb. 8. *H. simillimus sulcatus*. Mandibeln der 5 Larvenstadien. A = Junglarve, B = 2. Stadium, C = 3. Stadium, D = 4. Stadium, E = 5. Stadium

die Mundpartie ausgestülpt und andererseits auch zur Bildung eines Art Saugnapf tief eingezogen werden. Die Mandibeln (Abb. 8) sind stärker hakenförmig gekrümmt als bei L II—L V. Die Maxillen konnten wir nicht abgrenzen, auch noch kaum die Unterlippe und bei beiden demgemäß auch nicht die Papillen der Tasterpaare.

Im Unterschied zu der abgesehen von ein paar 4 µ langen Tasthaaren glatten Kopfkapsel ist der Rumpf in allen Segmenten dicht mit verhältnismäßig großen, schon bei schwacher Vergrößerung sichtbaren Hautskulpturen bedeckt. Sie sind in Abb. 2, soweit sie in der Aufsicht an den Seiten des Körpers als überstehend sichtbar werden, etwas übergroß und in Abb. 10 für eins der letzten Segmente im richtigen Größenverhältnis eingezeichnet. In der Mehrzahl sind sie spitzkegelförmig und bis 5 µ hoch, an der abgestreiften Haut erscheinen sie als flache Hügel oder werden ganz unsichtbar. Sie sind also nicht stärker als ihre Umgebung chitinisiert. Bei *H. fulvipes* Grav. scheinen sie von vornherein zu fehlen. Bei dieser Art ist nämlich der Rumpf, wie schon FAURE (1926, S. 154) registriert hat, glatt und glänzend. Nur bei stärkster Vergrößerung und geeigneter Aufsichtsbeleuchtung werden auch hier wenigstens an den thoracalen Segmenten, feinste, weitläufig, d. h. in 5 µ Abstand stehende Tuberkeln sichtbar. Die 9 Stigmenpaare sind sehr schwer auffindbar. Sie ließen sich nur an der Exuvie nachweisen, und auch das nur selten. Ebenso wie bei den älteren Stadien scheint die Stigmengrube aber schon die Form eines langgestielten Kelches zu haben.

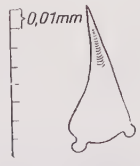


Abb. 9. *H. simillimus sulcatus*. Mandibel der Altlarve, von der Seite gesehen

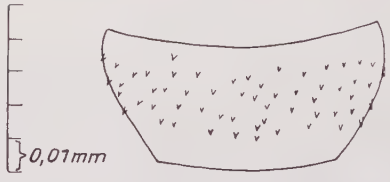


Abb. 10. *H. simillimus sulcatus*. Junglarve. Eins der letzten (9. oder 10.) Abdominalsegmente mit Hautskulpturen. Dorsalansicht

Die thorakalen Stigmen sind wie bei allen Stadien größer als die abdominalen. Die Grube ist bei ihnen mit durchschnittlich 0,006 mm doppelt so weit wie bei denen im Abdomen (Tab. 1). Bei einer frisch geschlüpften Larve von *H. fulvipes* Grav. waren auch die Tracheen, und zwar sowohl die beiden Längsstämme wie Querkommissuren und die zu den Stigmen führenden Abzweigungen als silbrige Kanäle sichtbar, also lufthaltig. Ob die Gase in den Tracheen mit der Außenluft Verbindung hatten, blieb aber zweifelhaft. Schon in diesem Stadium können im Abdomen die kreideweißen Uratzellen sich deutlich vom dunkleren Darm bzw. dessen Inhalt abheben.

c) 2. Stadium

Beim 2. Stadium ist der Kopf schon nach dem Abstreifen der Junglarvenhaut schmaler als der Thorax, und die Fühler, welche nicht an Größe zugenommen haben, eher sogar etwas kleiner geworden sind, treten mehr zurück. Das gleiche gilt von den Hautskulpturen des Rumpfes. Die Kopfkapsel ist ein wenig stärker erstarrt und kaum noch zu so weitgehenden Formveränderungen fähig, wie bei der Junglarve. Auch hier kann die Mundpartie aber noch vorgeschoben und wieder eingezogen werden. Die etwa 0,044 mm langen Mandibeln (Abb. 8 B) sind mehr gerade gestreckt als bei der Junglarve, die beiden Maxillenpaare immer noch nicht scharf abgrenzbar. An der Exuvie sind die endoskelettalen Kopfspangen etwas besser sichtbar als beim 1. Stadium, also kräftiger ausgebildet, ebenso die jetzt zweifelsfrei offenen 9 Stigmenpaare mit ihren kelchförmigen, jetzt im Thorax etwa 0,01 und im Abdomen 0,008 mm weiten Stigmengruben (Tab. 1). Die Hautskulpturen sind wieder in Form spitzer Pyramiden, z. T. aber anscheinend auch in Form flacher Hügel ausgebildet. Sie sind eher kleiner als bei der Junglarve, d. h. höchstens 2—3 μ hoch.

d) 3. Stadium

Beim 3. Stadium hat sich der Größenunterschied zwischen Kopf und Rumpf beträchtlich verstärkt, die Fühler sind wiederum eher kleiner als beim voraufgehenden Stadium. Die Mandibeln (Abb. 8 C) sind jetzt schon ausgesprochen kräftige, deutlicher gebräunte Gebilde, und das Endoskelett hat sich weiter verstärkt. Die Maxillen sind aber immer noch nicht gut erkennbar. Leichter als bisher ist an der abgestreiften Haut die Intima des Vorderdarms nachweisbar. Sie erscheint als feines Häutchen von etwa 0,5 mm Länge und 0,03 mm Durchmesser. Die Hautskulpturen sind nach Größe und Gestalt unverändert geblieben. Ohne weiteres, aber wiederum nur bei der Exuvie, sind die Stigmen mit ihrer langgestielten Stigmengrube (Durchmesser im Thorax 0,012—0,018, im Abdomen 0,008 bis 0,017 mm, s. Tab. 1) eruierbar.

e) 4. Stadium

Beim 4. Stadium hat sich die Entwicklung gleichsinnig fortgesetzt. Die Antennen sind zwar absolut etwas gewachsen, relativ aber noch unscheinbarer als bisher. An den weiterhin verstärkten Mandibeln (Abb. 8 D) ist die Riefelung der Innenkante sichtbar geworden. Die Maxillen bleiben weiterhin schwer abgrenzbar. Die Hautskulpturen bieten nichts Neues. Die Stigmengrube ist jetzt (Tab. 1) im Thorax 0,015—0,022, im Abdomen 0,012 bis 0,015 mm weit, ihr Stiel im Thorax 0,056 und im Abdomen 0,045 mm lang.

f) 5. Stadium

Bei der Altlarve sind alle chitinösen Bildungen verstärkt. Nur die Fühler und die Hautskulpturen sind zwar absolut etwas gewachsen, relativ aber weiter abgefallen und nicht stärker verhärtet als bisher. Nach Faure (1926, S. 154) sollen die Antennen bei *H. fulvipes* schon bei der Junglarve ein kleines Endglied („un petit article terminal") besitzen, und auch in bezug auf *H. areator* (Panz.) Grav. heißt es (l. c. S. 150) „un deuxième article est très net à la pointe des antennes". Solches beobachteten wir weder bei *H. fulvipes* Grav. noch bei *Hem. simillimus sulcatus*. Die Antennen sitzen bei beiden Arten einem 0,06 mm weiten, kreisrunden, gut konturierten Hof auf (Abb. 4, 5, 6). Sie erscheinen im übrigen bei *H. fulvipes* Grav. als zwar ziemlich spitze, aber an der Basis etwa 30 μ im Durchmesser haltende, den Hof ausfüllende Pyramiden und bei *Hem. simillimus sulcatus* als sehr schlanke, etwas zugespitzte Zapfen, die mit nur gut 10 μ breiter Basis aufsitzen. Ein zweites Glied ist nicht ausgebildet. Die noch erheblich größer gewordenen, aber gestaltlich unveränderten Mandibeln (Abb. 8 E) lassen deutlicher als bisher die Riefeln an der Innenkante erkennen. Auch die beiden Maxillenpaare sind jetzt deutlich abgegrenzt, ebenso ihre Taster, bzw. die kleinen Sinnesfelder auf der Fläche des Maxillarhügels, zu denen sie reduziert sind (Abb. 4, 5, 6). Das innere Kopfskelett (Abb. 6) wird zwar nur an der Exuvie sichtbar, ist aber sehr stark chitinisiert. Es hat im wesentlichen die Form dreier ringförmiger

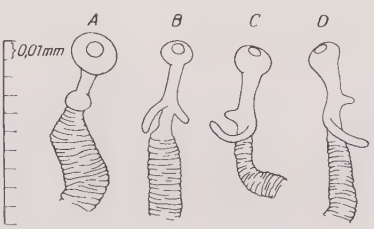


Abb. 11. ***H. simillimus sulcatus***. Stigmen mit Stigmenhals und Tracheenintima (letztere partim); nach Exuvien. A = thorakales Stigma der Altlarve, B, C, D = abdominale Stigmen der Puppe

Chitinspangen, von denen 2 konzentrisch ineinandergeschachtelt und miteinander durch radiale Streben verbunden sind, während der 3., kleinere Ring diesem System vorgelagert ist. Der innere Ring entspricht in seinen Konturen etwa der Lage der Unterlippe, der äußere vorn seitlich dem Bezirk der Oberkiefer, der kleinere, vordere Ring dem Clypeus nebst der nicht abgrenzbaren Oberlippe. Die Mandibeln (md) sind durch ihre beiden

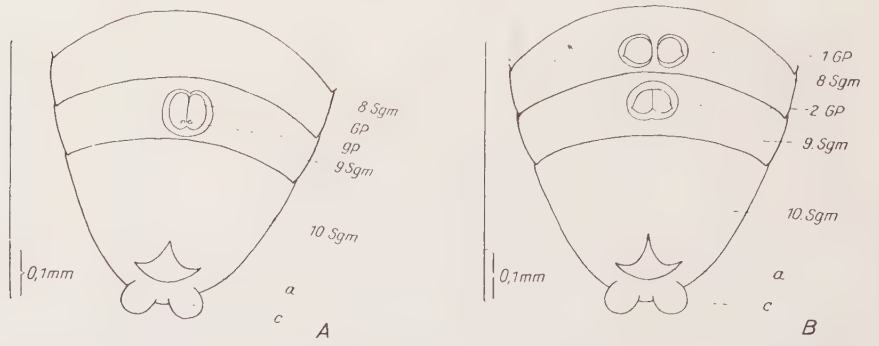


Abb. 12. ***Vespa crabro*** L. Altlarve. Hinterende in Ventralansicht. A = Männchen, B = Weibchen 8. Sgm., 9. Sgm., 10. Sgm. = 8., 9. und 10. Abdominalsegment. gp = Genitalpapille der Larve, GP = Genitalpapille der Puppe, a = After, c = Cerci

Condyli an diesem Spangensystem fest verankert. Die Haarbildungen des Kopfes sind größer und darum leichter auffindbar als bei den jüngeren Stadien. Die an der Mundpartie auftretenden Organe solcher Art sind in Abb. 6 mit eingezeichnet. Eine zuweilen vorn an der wulstigen Unterlippe beobachtete kleine, unpaare Papille ist wohl auf Grund homologer Lage des Organs bei anderen Hymenopteren als Mündung der Spinndrüsen anzusprechen (Abb. 4, 5). Letztere dürften, nach der starken Spinnfähigkeit der Larven zu urteilen (s. S. 438), ebenso wie bei anderen Ichneumoniden (KUNTZE 1933, S. 96 ff) als lange, bis weit in den Hinterleib reichende Schläuche ausgebildet sein.

Die Stigmen (Abb. 16 u. 19) haben eine weitere Vergrößerung erfahren. Ihre Grube (s. Tab. 1) ist im Thorax 0,02—0,023, im Abdomen 0,017—0,022 mm weit. Nach wie vor sind sie aber an der lebenden Larve nur schwer, relativ am leichtesten noch an den 5 ersten Abdominalsegmenten sichtbar. Dabei bleibt es zweifelhaft, ob man dann die Stigmenöffnung oder die unter dieser liegenden Stigmengrube sieht. Auch an der Exuvie, an der im übrigen alle 9 Paare leicht zu beobachten sind, ist letztere weit auffälliger als der Eingang zu dem Organ. Sie erscheint wieder als gestielter Kelch. Dieser hat jetzt im Thorax reichlich 20 und im Abdomen 15—18 μ Durchmesser. Der Stiel ist 50 bis reichlich 60 μ lang. Abb. 11 A gibt, nach der abgestreiften Haut gezeichnet, ein thorakales Stigma von *Hem. simillimus sulcatus* nebst Stigmentgrube und Anhang der Trachee wieder. An den Exurien wird nämlich im Unterschied zu den voraufgehenden Stadien bei der Altlarve deutlich, daß auch die Intima der eigentlichen Trachee mit häutet. Wir konnten sie maximal bis zu 3 mm Länge weit verfolgen. Ihr Lumen ist mindestens im Anfangsteil weiter als das der Stigmengrube, und sie läßt dort auch noch ihre Spiralfadennatur erkennen.

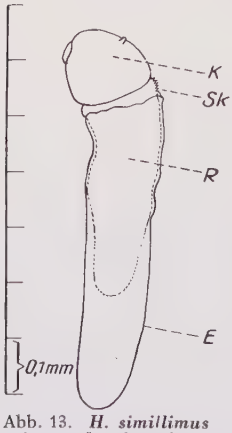


Abb. 13. ***H. simillimus sulcatus.*** Junglarve beim Schlüpfen. E = Eihülle, K = Kopf, Sk = prothorakale Hautskulpturen, R = Rumpf

In einem Fall sahen wir beim Quetschpräparat an der verpuppungsreifen Altlarve im 10. Segment auch den After und am 9. Ring ventral ein ringförmig begrenztes Feld, das wohl der Anlage der Geschlechtsöffnung des Männchens entspricht. Beide Bildungen sind bei größeren Hymenopteren deutlicher zu sehen. So erscheint der After bei *Vespa crabro* (a in Abb. 12 A u. B.) als ein eingesenktes dreieckiges Feld mit nach vorn gerichteter Spitze, und über ihm liegt dorsal ein Zapfenpaar, das wir bei unseren *Hemiteles*-Larven vermißten, aber bei *Gelis*-Larven wiederfanden. Es dürfte als die Anlage der beiden Cerci anzusprechen sein, die bei *Hemiteles* erst bei der Puppe sichtbar werden und auch bei der Imago gut ausgebildet sind. Das ringförmige Feld, das wir bei *H. simillimus sulcatus* nur einmal bei einer Altlarve in der ster-

nalen Partie des 9. Segments beobachteten, ist bei *Vespa crabro* immer sehr deutlich ausgeprägt. Es trägt beim Männchen in der Mitte zwei 0,01 mm im Durchmesser haltende, also sehr kleine, einander fast berührende Innenringe (gp in Abb. 12 A). Unter diesen wird bei konservierten Larven auch bereits die weit größere, nämlich etwa 0,1 mm im Durchmesser haltende, ebenfalls paarige Anlage der äußeren Geschlechtsorgane der Puppe sichtbar (GP in Abb. 12 A). Bei weiblichen Individuen vermißten wir auch bei der Larven-Exuvie auf die Genitalanlagen hinweisende Differenzierungen, die der Puppe schimmern aber auch hier leicht kenntlich durch. Wieder findet sich dort eine der Anlage beim Männchen ähnliche Bildung im 9. Segment (2. GP in Abb. 12 B), außerdem aber eine weitere an homologer Stelle im 8. Ring (1. GP in Abb. 12 B). Entsprechend der heutigen Auffassung dürfte die Anlage im letzteren als das zum Legestachel werdende vordere Gonapophysenpaar und die im 9. Segment als die die Legescheiden liefernden hinteren Apophysen anzusprechen sein.

II. Biologie

In die Lebensgewohnheiten der Larve auf Grund direkter Beobachtung Einblick zu gewinnen, schien uns zunächst wenig aussichtsreich, da sich die Entwicklung im Inneren des *Apanteles*-Kokons abspielt. Als sich jedoch herausstellte, daß sich die Larve, wie einleitend (s. S. 421) geschildert, in feuchter Kammer auch auf freiliegender *Apanteles*-Brut aufziehen läßt, waren die Schwierigkeiten behoben. Wir kamen auf dieses Verfahren, als wir die Larven sich weiter entwickeln sahen, wenn wir einen Pol des von ihnen bewohnten *Apanteles*-Kokons abschnitten oder gar das Gehäuse der ganzen Länge nach geöffnet hatten. Später haben wir dann Larven aller Stadien mit ihrem Wirt aus dem Kokon herausgeholt und auf einen gut gesäuberten Objektträger in die Petrischale gelegt. Dabei haben wir auch *Apanteles*-Larven verwandt, die aus unparasitierten Kokons stammten. Auch diese wurden ohne weiteres von der *Hemiteles*-Larve angenommen und bewältigt. Es ist also keineswegs nötig, daß der Wirt vorher von dem Muttertier des Parasiten angestochen und gelähmt ist. Man kann auch Eier so transplantieren, ohne daß die Embryonalentwicklung, der Schlüpfprozeß oder das Gedeihen der Larve Störungen erfährt. Von dieser Erfahrung machten wir Gebrauch, wenn es durch Mehrfachbelegung eines Kokons zum Konkurrenzkampf der Individuen zu kommen drohte, den, wie schon gesagt (s. S. 421) immer nur eine einzige Larve überlebt (s. a. bei Kannibalismus, S. 435). Durch Verteilen der Eier auf mehrere Kokons konnten wir alle zur ungestörten Entwicklung bringen. Es muß allerdings beachtet werden, daß die Larven bei der Aufzucht außerhalb des Kokons zum Abwandern neigen und daß vor allem die Junglarven spätestens nach 24 Stunden auf ihren Wirt zurückversetzt werden müssen, wenn keine Verluste entstehen sollen. Ganz so gut wie im Kokon nutzen die frei aufgezogenen Larven ihre Beute übrigens nicht aus. Während dort nichts als die leere, auf engsten Raum zusammengefaltete, überhaupt nur noch schwer nachweisbare Haut restiert, unterbleibt, wenn sie freiliegt, die Zusammenballung, und immer bleibt in ihr ein breiiger Rest der Körpersubstanz zurück. Es hängt das wohl damit zusammen, daß die Larve, wenn der ihr normalerweise vom Kokon gegebene Widerhalt fehlt, die Beute nicht so gut durchkneten und zusammenpressen kann.

Beim Schlüpfen sprengt die Larve die Eischale am vorderen Pol und in der Regel wohl nur hier. Zuweilen hatten wir allerdings den Eindruck, daß der Schlüpfspalt sich weiter nach hinten erstreckte. Besondere Einrichtungen zum Öffnen der Eihülle in Gestalt von Eizähnen usw. scheinen

zu fehlen. Sie sind unseres Wissens auch noch nirgends bei Hymenopteren nachgewiesen. Die reife Larve scheint vielmehr die Leibesflüssigkeit nach vorn zu treiben und dadurch den Kopf so weit aufzublähen, daß die Schale über diesem platzt. Unter peristaltischen Bewegungen des Körpers schiebt sich das Tier dann allmählich aus der Hülle (Abb. 13). Der aufgetriebene, schnell seine endgültige Gestalt annehmende Kopf macht zunächst $^1/_4$ bis $^1/_3$ der gesamten Körpermasse aus. Bald, und wohl infolge Aufnahme von Luft per os, vielleicht aber auch durch die Stigmen, gewinnt der Rumpf dann an Volumen. Schon vor der ersten Nahrungsaufnahme wächst das Tier von 0,5 auf fast 1 mm heran.

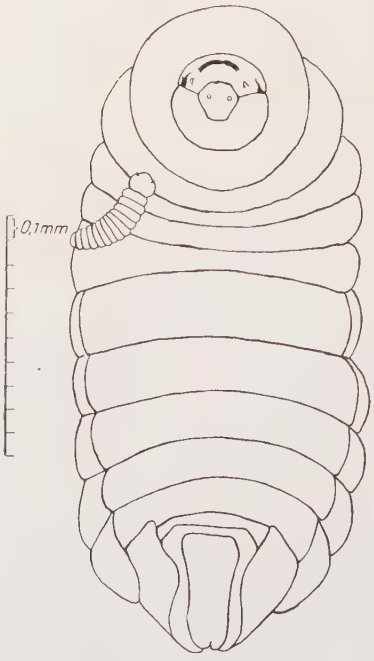


Abb. 14. *H. simillimus sulcatus.* Junglarve auf einer Larve von *Apanteles glomeratus* L.

Normalerweise befindet sich die Junglarve nach dem Schlüpfen bereits auf ihrer Nahrung (Abb. 14). Sie ist aber auch imstande, notfalls kleine Strecken zurückzulegen, um zu dieser zu gelangen. Sie kriecht dabei, sich unter weitgehender Entschachtelung der letzten Hinterleibssegmente wurmartig streckend, auf dem Bauche und kommt verhältnismäßig schnell vorwärts. Eine Larve wechselte auf diese Weise von ihrem Wirt auf einen anderen über, der 1 cm entfernt lag. Eine zweite hatte auf Glas bereits mehrere Zentimeter zurückgelegt, als sie auf die Beute zurückversetzt wurde. Zuweilen richten sich die Tiere kerzengerade auf der dann sich saugnapfartig auf der Unterlage verankernden Hinterleibsspitze auf und führen mit dem Vorderkörper kreisende Suchbewegungen aus. Sie kommen erst zur Ruhe, wenn die Mundteile wieder Verbindung mit der Beute finden. Mit zunehmendem Alter werden die Larven vorübergehend unbeholfen. So können sie im dritten und vierten Stadium und zunächst auch als Altlarve weniger gut kriechen als an den ersten Tagen nach dem Schlüpfen aus dem Ei. Werden sie alsdann aus dem Kokon herausgenommen und auf Glas gelegt, so wälzen sie sich zwar lebhaft hin und her, von einer gerichteten Ortsbewegung kann aber nicht die Rede sein.

Auf mechanische Reize sprechen die *Hemiteles*-Larven stark an, vor allem wenn sie älter werden. Auf Luftzug, wie er z. B. durch Anhauchen entsteht, sah ich allerdings weder die jungen noch die alten Tiere reagieren. Auf leiseste Berührung mit der Nadel antworten sie dagegen durch scharfes Zusammenzucken, Drehen und Wenden des Körpers. Sie wurden auch unruhig, wenn sie starken Lichtreizen ausgesetzt waren, doch blieb es unsicher, ob sie durch das Licht selbst oder durch die mit diesem verbundene Wärmestrahlung irritiert waren. Daß auch chemische Reize percipiert werden, ist wohl von vornherein selbstverständlich. Es ergibt sich schon aus dem Verhalten bei der Nahrungsaufnahme.

Die Larve lebt ausschließlich ectophag. Sie geht dabei eine feste Verankerung der Mundpartie mit dem Wirt ein und pausiert mit der Nahrungsaufnahme wohl nur zur Zeit der Häutungen und bei gelegentlichem Platzwechsel. Das Anschneiden der Beute fällt ihr aber nicht leicht. Es ist besonders für die Junglarve mit großen Anstrengungen verbunden, und es vergeht darüber viel Zeit, mißlingt schwächlichen Individuen zuweilen auch ganz. Um die Verbindung herzustellen, setzt sich das Tier zunächst der Länge nach flach auf das Opfer. Dabei scheint das Hinterende besonders fest der Unterlage aufgesetzt zu werden, ja, fast haftscheibenartig und gleichzeitig als Widerlager zu wirken. Dann krümmt sich der Rücken flitzbogenartig aufwärts, so daß der Körper fast einen Halbkreis beschreibt, und gleichzeitig wird der Kopf nach kurzem Anheben scharf abwärts gebogen. Er preßt sich mit der vorgestülpten Mundpartie der Haut des Wirtes auf. Fast könnte man sagen, er wird in diese eingegraben. Oft verschwindet dabei auch ein Stück des Prothorax mit in der in die Beute gedrückten Grube. Gleichzeitig dürften die Mandibeln ausgeklappt werden und in Funktion treten. Sie haben die Aufgabe, das Opfer anzuschneiden. Dabei wirken sie stilettartig, d. h. sie bohren sich in die Haut ein. Zur Ausübung von Kaufunktionen sind sie ungeeignet (s. S. 424). Die *Hemiteles*-Larve frißt nicht kauend, sondern saugend. Zunächst wird die vorgetriebene Mundpartie dabei wieder eingezogen, und zwar soweit, daß sie jetzt wohl schröpfkopfartig wirkt. Gleichzeitig beginnen die Schluckbewegungen. Wir zählten bei einer L IV bei 18° 18 Schlucke in der Minute, doch können diese sich auch wesentlich schneller folgen. Dabei wird die ganze Kopfkapsel in Mitleidenschaft gezogen, so sehr, daß die mittlere Scheitelpartie mit in Bewegung gerät. Sie pulsiert dann sehr deutlich auf und ab, und zwar nicht nur bei der weichhäutigen Junglarve, sondern auch noch bei älteren Individuen, und zwar mindestens bis zum Beginn des fünften Stadiums. Zuweilen nimmt die Larve auch Luft in den Darm auf, vielleicht unfreiwillig infolge ungenügender Verankerung der Mundpartie mit dem Wirt. So sahen wir bei einem vierten Stadium bei jedem Schluck eine kleine Luftblase durch den Schlund in den Darm gleiten. Am Mitteldarm ist die Peristaltik sichtbar, weil der Inhalt durch die Haut durchscheint, und zwar zunächst, d. h. bei der frisch geschlüpften Junglarve, in Form einer gelben, vielleicht auf den Dotter zurückgehenden Masse, später dann als rötlicher, mit wachsendem Alter der Larve etwas dunkler werdenden Nahrungsbrei. Auch die sich in dem lang schlauchförmig gestreckten Mitteldarm stapelnden Kotmassen sprechen bei dieser Umfärbung mit. Bekanntlich bleibt der Zugang zum Enddarm bis zur Reife der Larve gesperrt, so daß die unverdaulichen Reste der Nahrung den Mitteldarm nicht verlassen, das Tier also nicht koten kann (s. S. 439). Merkwürdig ist, daß der Leibesinhalt der *Apanteles*-Larve während der ganzen Zeit, während der die *Hemiteles*-Larve an ihr frißt, frisch bleibt. Er verändert seine Farbe nicht, d. h. er bleibt weiß oder weißgelb, während verletzte Larven sonst bald dunkeln und faulen. Es muß also wohl angenommen werden, daß der Parasit in die Beute gewisse, diese konservierende Sekrete einbringt. Sie mögen in ausgebrochenem Magensaft bestehen. Damit wäre auch erklärt, daß die Organe des Opfers augenscheinlich nach und nach mit Ausnahme der chitinösen Elemente breiig oder gar flüssig werden. Erst dadurch wird es dem Angreifer möglich, sie sich restlos im Wege einfacher Saugtätigkeit einzuverleiben. Gleichzeitig scheinen diese

Sekrete die Beute zu paralysieren. Die angegriffene *Apanteles*-Larve verliert nämlich auffällig schnell die Eigenbeweglichkeit. Sie wird von ihrem Feind also zwar alsbald unschädlich gemacht oder getötet, verwest aber nicht. Die Dinge liegen somit ähnlich wie bei vielen anderen Biophagen. Auch die Aculeaten paralysieren bekanntlich ihre Beute nicht nur. Sie verhindern gleichzeitig deren Zersetzung. Schimmelbildung wird auf diese Weise mit unterdrückt, doch scheint unserer Cryptinė an sich eine leichte Verpilzung der Beute nicht zu schaden. Wir sahen die Larven nämlich in einzelnen Fällen auch an *Apanteles*-Brut fressen, die infolge schwerer Verletzungen schließlich doch ein Opfer von Pilzen geworden waren. Nach dem Umsetzen auf frische Nahrung entwickelten die Larven sich normal weiter.

Ob man bei solcher Ernährungsweise streng genommen noch von Parasiten bzw. Hyperparasiten sprechen darf oder diese Ichneumoniden besser als Räuber bezeichnet, bleibe dahingestellt. Das beste wäre wohl, nur noch zwischen Biophagen und Nekrophagen zu unterscheiden (s. auch STELLWAAG 1921, S. 47 und BISCHOFF 1927, S. 429 u. 433), wir wollen aber hier bei der alten Bezeichnung bleiben, weil sie eingebürgert ist.

Während das Wirtstier in den ersten Tagen seine Form noch weitgehend bewahrt, schrumpft es später ziemlich plötzlich ein. Das beruht darauf, daß die Altlarve weit mehr Nahrung verbraucht als alle jüngeren Stadien zusammen genommen, vor allem in der zweiten Hälfte ihrer Freßzeit. Innerhalb weniger Stunden wird die *Apanteles*-Larve nunmehr bis auf die leere Haut ausgeweidet. Der Parasit ist dann ausgewachsen, und es beginnen die Vorbereitungen zur Verpuppung. Der Rumpf erscheint infolge Durchschimmerns des Darminhalts stärker rotgelb, und die zwischen Darm und Körperhaut liegenden kreideweißen Uratzellen heben sich besonders deutlich ab.

Die vorstehende Schilderung könnte den Eindruck erwecken, als kämen für die Brut von *Hem. simillimus sulcatus* nur die *Apanteles*-Larven als Nahrung in Frage. Das ist nicht der Fall. Wir wissen zwar nicht, ob die Art im eigentlichen Sinn oligophag ist, so eng, wie es bisher scheinen möchte, sind ihr die Grenzen aber nicht gezogen. Sie ist wahrscheinlich in der Lage, auch auf Kosten der Puppe von *A. glomeratus* die Entwicklung normal zu durchlaufen, sofern diese zur Zeit des Schlüpfens der Junglarve nicht schon gar zu weit gereift ist. Am 15. Mai 1950 transplantierten wir aus einem mit drei Eiern belegten Kokon eins derselben in einen anderen Kokon, der eine junge lebende Puppe von *A. glomeratus* enthielt. Am 27. Mai war die inzwischen geschlüpfte Larve reif und hatte, wie sich beim Öffnen des Gehäuses zeigte, in diesem schon einen eigenen Konkon gesponnen. Der Befund kam um so überraschender, weil die *Apanteles*-Puppe inzwischen selber weitgehend ausgereift und schon so weit ausgefärbt war wie kurz vor dem Schlüpfen der Imago. Kopf und Thorax sowie Extremitäten ließen nichts von der Auswirkung des Parasiten erkennen. Nur der Hinterleib war zu-

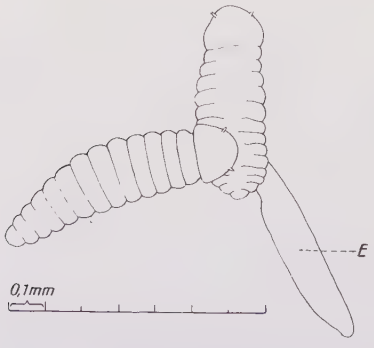


Abb. 15. ***H. simillimus sulcatus.*** Junglarve beim Aussaugen einer soeben dem Ei (E) entschlüpften Schwesterlarve

sammengefallen, es mag aber sein, daß auch der Vorderkörper unter Verflüssigung der Innenorgane ausgezehrt war. Die *Hemiteles*-Larve wurde nach dem Koten am 28. Mai aus ihrem Kokon herausgeholt, setzte auch am 29. Mai noch einige Kotbrocken ab und reagierte auf Reizung bis in die ersten Junitage, kam aber nicht mehr zur Verwandlung und ging am 7. Juni ein.

Bereits in anderem Zusammenhang (s. S. 431) wurde erwähnt, daß die Larve von *Hem. similimus sulcatus* sich auch an den Geschwistern vergreift. Die Larven überfallen sich gegenseitig und suchen sich auszuschalten, sobald mehrere Individuen in einem *Apanteles*-Konkon auftreten. Sie saugen sich dann aus, treiben also Kannibalismus. Ebenso verhält sich *H. fulvipes* Grav. Für letztere Spezies war schon Möller (1886, S. 83) bekannt, daß je *Apanteles*-Kokon nur eine Larve zur Reife kommt. Picard (1922, S. 78) vermutete das gleiche für andere Arten der Gattung, und Faure (1926) hat das bestätigt. Es heißt bei ihm in bezug auf *H. fulvipes* Grav. und *H. submarginatus* Bridg. (l. c. 154): „Lorsque plusieurs oeufs ont été déposés dans un même cocon, on obtient toujours qu'un seul adulte ... Picard (1922) avait raison de croire qu'une des larves détruit ses commensales" und in bezug auf *H. areator* (Panz.) Grav. (S. 150): „On peut trouver plusieurs oeufs dans un même cocon; mais toujours une seule larve se développe après avoir sucé et vidé les autres larves ou oeufs de sa propre espèce(s) ou d'espèces différentes." In der Tat ist anzunehmen, daß die Larven ihre Konkurrenten oft oder meistens bereits vernichten, ehe diese aus dem Ei schlüpfen. Es wurde ja schon (s. 1951, S. 394) berichtet, daß man überaus häufig in den mit *H. fulvipes* Grav. oder mit *H. similimus sulcatus* zusammen gehaltenen *Apanteles*-Kokons Eihüllen findet, in denen die Insassen zugrunde gegangen sind, daß sie oft aber auch schon sterben, bevor im Kokon eine *Hemiteles*-Larve geschlüpft ist. Dann müssen andere Ursachen ihren Untergang bewirkt haben. Selbst beobachtet haben wir die Larven übrigens nur bei einer *Gelis* cf. *transfuga* Först. beim Aussaugen von Eiern. Daß sie sich gegenseitig angreifen, sahen wir aber auch bei *H. similimus sulcatus*. Abb. 15 gibt einen Beleg. Sie zeigt 2 Junglarven, von denen die eine die andere, neben der noch die offenbar eben verlassene Eischale liegt, in der Nähe des Hinterendes ergriffen hat und aussaugt. In solchen Fällen scheint von dem Opfer nicht viel mehr als bei angegriffenen *Apanteles*-Larven nachzubleiben, d. h. die leere Haut. Die Ausschaltung der Konkurrenten im Junglarvenstadium scheint die Regel zu bilden. Nicht selten erreichen bei stärkerer Belegung aber auch einige Larven das zweite oder dritte, wenn nicht gar das vierte Stadium, ehe alle, mit Ausnahme der Siegerin, ausgemerzt sind. Wir prüften diese Möglichkeit experimentell nach. Ein am 2. April 1950 durch Polkappenschnitt geöffneter Kokon von *A. glomeratus* enthielt 16 Eier, von denen acht im Einschrumpfen waren. Von den acht prallen Eiern gingen zwei später verloren. Die restlichen sechs wurden in eine Petrischale auf sechs enthäuste Altlarven von *A. glomeratus* gelegt, auf denen sie am 4. April zum Schlüpfen kamen. Am 6. April hatten die Larven zum zweiten Stadium gehäutet und wurden nun zusammen in einen am Pol durch Scherenschnitt geöffneten Kokon mit einer gesunden Altlarve von *A. glomeratus* transplantiert. Dieser wurde durch eine Klemme bis zum 12. April geschlossen gehalten. Er enthielt dann eine lebende Altlarve von *H. similimus sulcatus* und die Kadaver von fünf partiell ausgesogenen

Larven. Deren Kopfbreite betrug 0,24, 0,20, 0,19, 0,19 und 0,17 mm. Es handelte sich demnach um eine L III und 4 L II. Keine der Larven war völlig ausgezehrt. Die Larven scheinen mit dem Alter für die Angreifer zunehmend unverdaulich zu werden, ja schließlich überhaupt nicht mehr zu erliegen. Zwei Larven im dritten und vierten Stadium (Kopfbreite 0,27 bzw. 0,3 mm), die bis dahin getrennt gehalten worden waren, wurden zusammen auf eine freiliegende *Apanteles*-Larve gesetzt. Dort packte die kleinere alsbald die größere am Hinterleib und begann zu saugen. Ihr bis dahin lebhaftes Opfer verfiel fast momentan in Bewegungslosigkeit, als sei es vergiftet. Der Angreifer setzte die Saugtätigkeit mit kleinen Unterbrechungen mindestens 1½ Stunden fort und nahm dabei, wie es schien, an Volumen zu. Dann wechselte das Tier auf eine mit eingebrachte *Apanteles*-Larve über. Die angegriffene *Hemiteles*-Larve war inzwischen etwas reduziert, aber überraschenderweise nicht gestorben. Spätestens nach 24 Stunden wurde sie wieder aktiv. Um ihr weiteres Schicksal zu verfolgen, wurden beide Larven nunmehr mit je einer Larve von *A. glomeratus* in angeschnittenen Kokons isoliert. Beide gelangten zur Reife. Die angegriffene blieb mit nur 0,4 mm Kopfbreite zwar an der unteren Grenze der Masse einer Altlarve, spann aber 8 Tage nach dem Überfall ihren Kokon und hätte wohl auch die letzte Phase der Metamorphose absolviert, wenn sie nicht 5 Tage später, als ihr Gehäuse geöffnet wurde, tödlich verletzt worden wäre.

Dem schnellen Verzehr der normalen Beute, also der *Apanteles*-Brut, entspricht die Entwicklungsgeschwindigkeit der *Hemiteles*-Larve. Sowohl *Hem. simillimus sulcatus* wie *H. fulvipes* Grav. benötigen zum Durchlaufen der aktiven larvalen Periode, womit hier die Zeit der Nahrungsaufnahme und des Wachstums gemeint ist, bei Zimmertemperatur, d. h. bei 17—19°, nur 6—11 Tage. Während dieser Zeit absolviert das Tier seine 5 Stadien. Über dem 1. Stadium vergehen meist knapp 2—3—4 Tage, bei ungünstigen Ernährungsverhältnissen und zeitweiligem Nahrungsentzug entsprechend mehr, aber höchstens 5—6 Tage. Anderenfalls kommt es zu nachhaltigen Störungen. Für das 2., 3. und 4. Stadium werden je 1—2 Tage, selten für das letztere 3 Tage, und für das 5. Stadium 1—2 Tage benötigt. Letzteres braucht bis zur Häutung, die dann zum Puppenstadium führt, aber noch zusätzlich 6—14 Tage, also insgesamt 7—16 Tage oder gar noch mehr (s. S. 441). Weitere Einzelheiten bringt Tabelle 2.

Die Häutung selbst beobachteten wir bei *Hem. simillimus sulcatus* nicht, wohl aber bei *H. fulvipes* Grav., und zwar beim Übergang vom 4. zum 5. Stadium, auch dort allerdings nur in ihren letzten Phasen. Die Exuvie war in der sutura metopica über den Thorax hinaus bis etwa in Höhe des 3. oder 4. Abdominalsegments aufgeplatzt und in ihren vorderen Partien beiderseits seitlich so weit heruntergeglitten, daß die auch weit aufgespaltene Kopfkapsel mit dem Thorax unter den Vorderkörper der Altlarve, also zwischen diese und den Wirt, zu liegen gekommen war. Die Larve schob sich dann schnell unter peristaltischen Bewegungen ganz aus der alten Haut heraus. Diese lag nunmehr in ihrer vollen Länge flach der Beute auf, nur die Seiten der Kopfkapsel hatten sich etwas abgehoben. Mit den Mandibeln schien die Exuvie in der Beute verankert zu sein. Auch das Hinterende war mit ihr fest verbunden und wohl wieder zu Beginn der Häutung nach Art eines Saugnapfs angesetzt gewesen. In entsprechender Weise verfahren bekanntlich die Lepidopteren-Raupen, wenn sie häuten wollen. Bei den *Hemiteles*-Larven wird durch die Verankerung des Vorder- und des Hinterendes bewirkt, daß die Exuvie nach der Häutung als schmales Band flach ausgestreckt auf dem Wirt liegen bleibt und dann infolge ihrer fast glasartigen Durchsichtigkeit nur schwer zu sehen ist (s. S. 427). Es kommt hinzu, daß sie, dem Augenschein nach, auch mit Resten der Häutungsflüssigkeit verklebt. In glei-

cher Weise wie bei *H. fulvipes Grav.* dürfte sich die Häutung bei *Hem. simillimus sulcatus* vollziehen, nur platzt die Exuvie nicht immer so weit auf. Oft geht der Riß nur bis in den Thorax. So reichte er bei einer in Häutung zum 4. Stadium gestorbenen Larve nur bis in den Metathorax, und nach dem Bild der Junglarvenhaut zu urteilen, mag der Spalt zuweilen sogar auf die Kopfpartie beschränkt bleiben. Auch diese reißt aber in der Scheitelnaht auf. Sie wird also nicht etwa einfach im Nacken zwischen Kopf und Thorax abgesprengt, wie das bei anderen Hymenopteren-Larven vorkommen soll (Bischoff 1927, S. 521). Diese würden sich damit ähnlich wie manche Lepidopteren-Raupen verhalten. Daß bei der Häutung auch die Intima aller inneren ectodermalen Organe mit erneuert wird, ist selbstverständlich. Dementsprechend können, wie bereits auf S. 429 erwähnt wurde, an der Exuvie auch der Vorderdarm, die Stigmengruben und die Tracheen nachgewiesen werden, wenigstens bei den älteren Stadien. Nur in bezug auf den Enddarm gelang uns das nicht.

Es wurde schon gesagt, daß sich die Altlarve, wenn sie die Nahrungsaufnahme einstellt, keineswegs gleich verpuppen kann. Es bedarf dazu noch mancherlei Vorbereitungen, welche das Tier tagelang in Anspruch nehmen. Dieses gerät dabei in starke Bewegung und erleidet augenfällige Formwandlungen.

Gestaltlich entfernt sich die Larve dabei zunächst eher von der Puppenform, als daß sie sich ihr nähert. Es kommen auf dem Rücken und an den Seiten Höcker und Wülste zur Ausbildung, die in so extremer Form zu keiner anderen Zeit zu beobachten sind. Derartiges wird nach Bischoff (1927, S. 533) auch bei anderen Hymenopteren in der praepupalen Periode beobachtet. Wir selbst sahen homologe Bildungen bei der Altlarve von *Vespa crabro*, allerdings nicht so auffallend wie hier. In Abb. 16 haben wir die Erscheinung wiederzugeben versucht. Man sieht, daß sich am Rücken im 1.—6. Abdominalsegment, und zwar am stärksten auf dem 2.—5. Ring, eigentümliche Schwielen in Form je einer starken Querleiste herausgebildet haben. Über ihnen ist die Haut im Unterschied zu der schwach skulpturierten Nachbarschaft glatt. Gleichzeitig tritt seitlich eine noch hervorstechendere Bildung in Form einer aufgesetzten, rosenkranzförmig gegliederten Leiste hart unter der Stigmenreihe auf. Sie beginnt im 1. oder 2. thorakalen und reicht, sich zuletzt etwas verjüngend, bis in das 8. abdominale Segment. Auf jedes Segment entfällt ein Glied. Die ganze Kette ist vom Körper so stark abgeschnürt, daß sie ihm wie ein Fremdkörper aufsitzt. Sie tritt am stärksten hervor und ist am schärfsten gegliedert, wenn das Tier sich kontrahiert. Bei *Vespa crabro* ist an Stelle dieser kontinuierlichen Kette im 2. bis 7. Abdominalsegment je ein kleiner, isolierter prominenter Zapfen ausgebildet. Sowohl die dorsalen Schwielen wie die seitliche Kette treten am stärksten zu der Zeit hervor, wo die Larve den Kokon spinnt. Sie kommen also etwa einen Tag, nachdem das Tier die Nahrungsaufnahme eingestellt hat, zur Ausbildung und bleiben dann mehrere Tage bis reichlich eine Woche bestehen, um einen oder zwei Tage vor dem Abstreifen der Larvenhaut wieder zu verstreichen. Man dürfte daher nicht fehlgehen, wenn man sie mit der Herstellung des Kokons in Verbindung bringt.

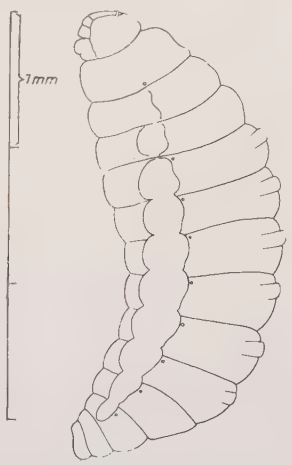


Abb. 16. *H. simillimus sulcatus.* Reife Altlarve mit dorsalen und lateralen Kriechwülsten

Während dieser Zeit ist die Larve in ständiger Bewegung und wieder mindestens so leicht reizbar wie nach dem Schlüpfen aus dem Ei. Auf die leiseste Berührung reagiert sie mit lebhaften Abwehrbewegungen, d. h. mit starken Kontraktionen und Dilatationen, wobei sie sich gleichzeitig unter schraubenförmigen Drehungen des Körpers hin- und herwirft. Das Tier ist jetzt auch wieder zu Ortsveränderungen fähig, bewegt sich dabei aber anders als die Junglarve. Es handelt sich nämlich jetzt weniger um ein normales Kriechen auf dem Bauch als um ein sich Vorwärts- und Rückwärtsschieben in Rückenlage. Dieses kommt in der Weise zustande, daß das Tier die Hinterleibsspitze aufwärts krümmt, bis sie Widerstand, normalerweise also Verbindung mit der Kokonwand, findet. Dann kontrahiert sich die Larve stark, so daß sie rückwärts gleitet. Umgekehrt kann sie durch Dilatationen und anschließendes Lösen der Leibesspitze von der Unterlage mit folgender Kontraktion sich auch vorwärtsschieben. Häufiger ist die Rückwärtsbewegung, bei der der Körper ziemlich schnell von der Stelle kommt. Frei in der Petrischale liegende Larven durchwandern dann oft in wenigen Stunden den ganzen Gefäßgrund. Wir hatten den Ein-

druck, daß sie sich dabei auch der Rückenschwielen als Fördermittel bedienen. In entsprechender Weise dürfte das Tier im Kokon verfahren.

Die starke Beweglichkeit bildet eine notwendige Voraussetzung für die Herstellung des Kokons. Die Aufgabe gelingt aber nur, wenn das Tier sich dabei im Gehäuse einer *Apenteles*-Larve befindet. Im Unterschied zu dieser ist die *Hemiteles*-Larve freiliegend nämlich nicht imstande, ein geformtes Produkt ihrer Spinndrüsen zu bilden. Liegt sie z. B. am Boden der Petrischale, so spinnt sie zwar auch, bringt es aber nur zu einem kunstlosen Gewirr dem Gefäßgrund aufliegender Fäden. Zur Formung eines sie umschließenden Gehäuses benötigt sie einen allseitig fest begrenzten, die Form der Hülle vorzeichnenden Raum, den sie dann mit ihrem eigenen Produkt auskleidet. Dazu muß sie sich in diesem ständig drehen und wenden. Da ihr infolge der Dimensionen des eigenen Körpers schon im *Apanteles*-Kokon wenig Platz bleibt und dieser durch ihr eigenes Werk noch weiter eingeengt wird, bedarf es wohl besonderer Hilfseinrichtungen, vor allem dann, wenn das Tier sich um die eigene Querachse um 180° drehen, also „an sich vorbei kriechen" muß, um beide Hälften des Kokons gleichmäßig ausspinnen zu können. Dabei dürften ihm die dorsalen und lateralen Kriechwülste dienlich sein.

Die Spinntätigkeit selbst bietet im übrigen wenig Besonderheiten. Ein an der Unterlippe aus den Speicheldrüsen austretendes Sekrettröpfchen wird der Kokonwand lose angeheftet und dann durch Abheben des Kopfes zu einem bis 1 μ dicken Faden ausgezogen, der nun seinerseits an anderer Stelle wieder angeklebt wird u. s. f. Da sich das Tier dabei ständig dreht und wendet, krümmt und wieder streckt, entsteht ein zunächst planlos erscheinendes Gewirr sich kreuzender Fäden, das sich allmählich verdichtet und schließlich zu einem den *Apanteles*-Kokon allseitig auskleidenden Gewebe wird. Es ist in sich ziemlich fest, mit dem Wirtskokon aber nur lose verbunden, so daß es bei einiger Vorsicht als Ganzes aus diesem herausgehoben werden kann. Er erscheint dann als feines, durchsichtiges, an den dichter gewebten Stellen — das ist gewöhnlich die Gürtelpartie — aber schneeweißes Häutchen. Dessen Elemente sind großenteils so dicht miteinander verfilzt, daß sie kaum noch einzeln erkennbar sind. Es mag auch sein, daß sie geradezu miteinander verkleben. Das gilt besonders für die innersten Lagen. Vielleicht ist das zuletzt austretende Sekret so dünnflüssig, daß es dann mehr zu einem Ausschmieren des Kokons mit einem einheitlichen Film als zur Bildung getrennter Fäden kommt. So etwas scheint auch bei anderen Hymenopteren vorzukommen. So soll bei der Honigbiene zwar der Zelldeckel Gespinnstcharakter tragen, an den Wänden dagegen durch Zusammenfließen ein hyalines Häutchen entstehen (BISCHOFF 1927, S. 525). Übrigens besteht auch bei *Apanteles*, wie wir MATHESON und RUGGLES (zit. nach BISCHOFF 1927, l. c.) bestätigen, der Kokon aus 2 Schichten, aus einer äußeren, rauhen, aus gut isolierten Fäden und aus einer inneren filmartig einheitlichen Schicht mit ganz glatter Wandung. In Ausnahmefällen ist der Kokon bei *Hem. simillimus sulcatus* partiell nicht weiß, sondern schwarz gefärbt, besonders in einer gürtelförmigen Mittelpartie. Bei *H. fulvipes* Grav. beobachteten wir dergleichen ebenfalls. Wahrscheinlich handelt es sich dabei um Verschmutzung durch Fremdelemente im *Apanteles*-Kokon. Allerdings waren die Spinnfäden selbst schwarz gefärbt und nicht der Raum zwischen ihnen. Der *Hemiteles*-Kokon ist nicht entfernt so kompakt wie das *Apanteles*-Gehäuse. Bei *H. fulvipes* Grav. wird der Kokon sogar in der Regel nur partiell ausgebildet, oder er fehlt praktisch ganz. Er scheint bei dieser Art vornehmlich bestimmt zu sein, das Tier gegen die Reste des Wirtskadavers und die sonstigen Abfälle seiner bisherigen Tätigkeit abzukapseln, kleidet also vor allem den hinteren Pol aus, läßt aber den dort zusammengeschobenen Wirtsrest draußen. Selten bringt es *H. fulvipes* Grav. zu einem das Tier allseitig umschließenden Häutchen. Dieses bleibt dann wesentlich zarter als bei *Hem. simillimus sulcatus*. Nur wenn der Wirtskokon so stark verletzt wird, daß der Parasit partiell freiliegt, kommt es auch hier im Bestreben, das Loch zu schließen, zu intensiverer Spinntätigkeit. Wenn wir z. B. vom *Apanteles*-Kokon einen Pol abschnitten, um Einblick in das Innere zu gewinnen, spannen die Parasiten fast immer alsbald ein flaches und dann ziemlich festes Dach, das sie den Einflüssen der Außenwelt wieder entzog. Das konnte sich bei mehrfachem Eingriff bis zu dreimal wiederholen. Normalerweise spinnt das Tier etwa vom 1. oder 2. Tage ab nach Einstellen der Nahrungsaufnahme und setzt diese Tätigkeit dann wohl mindestens 2 Tage, oft aber auch länger fort. Das gilt besonders, wenn das Ziel bei der Arbeit nicht erreicht wird, also z. B. wenn die Larve anstatt im *Apanteles*-Kokon frei im Zuchtgefäß liegt. *Hem. simillimus sulcatus* sahen wir im Extrem 13 (50/226) und in einem Fall (50/174) 14 Tage spinnen, allerdings unter Einschaltung längerer Pausen. Wenn der Kokon nachträglich durch Eingriffe eines Dritten wieder geöffnet wird, kann die schon beendete Arbeit wieder aufgenommen werden. Wir beobachteten das zuweilen sogar noch dann, wenn das Tier schon ziemlich lange geruht hatte, nämlich bis zu 3 Tage vor der Verwandlung zur Puppe.

Um diese Zeit hat die Lebhaftigkeit der Larve normalerweise schon erheblich nachgelassen. Sie bewegt sich nur noch, wenn sie gereizt wird. Dann führt der Hinterleib kreisende Bewegungen aus. Diese Reaktion kann bis unmittelbar vor der Häutung ausgelöst werden. Die für die Periode der Unruhe so charakteristischen Leisten und Wülste des Körpers sind inzwischen weitgehend verstrichen. Das Tier kommt in gestrecktem Zustand zur Ruhe, nachdem es sich vorher wieder so wie beim Einstellen der Nahrungsaufnahme orientiert hat. Es kehrt also die Leibesspitze wieder jenem Pol zu, an dem es die Reste des Wirtskadavers mit den eigenen Häuten zusammengeschoben hat. Wie diese Orientierung dann noch möglich ist, bleibt unklar. Die Larve ist ja durch ihren Kokon hermetisch von den Wirtsresten getrennt. Wir beobachteten aber nur einen Ausnahmefall.

Jetzt ist auch die Zeit zum Abstoßen des Kots gekommen, der während des ganzen Larvenlebens nicht ausgeschieden werden konnte und sich im Mitteldarm in Form eines rotbraunen, dicklichen, wurstförmigen Gebildes gestapelt hat. Der Zugang zum Enddarm bleibt ebenso wie bei allen anderen höheren Hymenopteren für die Dauer des Larvenlebens gesperrt. Es heißt gemeinhin (Bischoff 1927, S. 82), daß dieser Verschluß nur physiologischer Natur ist. In der Tat hat Rengel (1903, S. 221—231) festgestellt, daß die Wandungen von Mittel- und Enddarm bei Bienen-, Wespen- und Ameisenlarven unter Vermittlung eines Verbindungsstücks kontinuierlich ineinander übergehen. Wenn die von Kuntze (1933, S. 87 ff.) gegebene Darstellung richtig ist, liegen die Verhältnisse bei Ichneumoniden-Larven aber etwas anders. Nach seiner Abb. 10 zu urteilen, ist der Mitteldarm durch eine geschlossene Epithelzellschicht gegen den Enddarm abgesetzt. Es bestände sonach hier ein auch morphologischer Abschluß, der zum Zweck der Leerung des Mitteldarms erst durchbrochen werden müße.

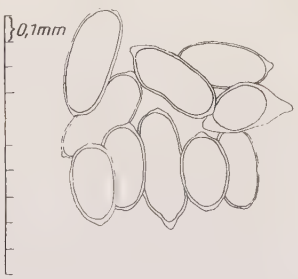


Abb. 17. *H. simillimus sulcatus*. Kotbrocken der Altlarve mit Schleimhülle

Wenn die Kotmassen schließlich passieren und den After verlassen, werden sie nicht ungeteilt und auf einmal, sondern brockenweise in längeren Pausen abgegeben. Der Prozeß kann sich über 1—2 Tage hinziehen. Die einzelnen Brocken haben ovoide Gestalt (Abb. 17). Sie sind durchschnittlich 0,4 bis 0,5 mm lang und halten dann 0,2 mm im Durchmesser. Es kommen vereinzelt aber einerseits auch gedrungenere Elemente und andererseits längliche, weit kleinere Teilchen, nämlich solche bis 0,17 mm Länge abwärts vor. Sie sind dunkler gefärbt als der noch vom Darm umschlossene Kot, d. h. tiefbraun bis schwarzbraun und besitzen eine dünne, hyaline Hülle. Diese hat gummiartige Konsistenz und verleiht ihnen verhältnismäßig große Beständigkeit. Bei *H. fulvipes* Grav. ist die Hülle oft an den Polen zu einem Faden ausgezogen, der die einzelnen Brocken zu einer einheitlichen Schnur verknüpft (Abb. 18). Man wird nicht fehlgehen, wenn man die den Kot zusammenhaltende Substanz auf die als Sekret des Mitteldarmepithels aufgefaßte peritrophische Membran zurückführt, die schon länger bei Ameisen- und Wespenlarven bekannt ist und von Boas (1907, S. 321—328) und Kuntze (1933, S. 89—90) auch bei Ichneumoniden nachgewiesen wurde. Vor allem der die Kotbrocken bei *H. fulvipes* Grav. miteinander verbindende Strang spricht dafür. Dieser ist allerdings bei *Hem. simillimus sulcatus* nicht oder nur andeutungsweise vorhanden. Die die einzelnen Kotstückchen umkleidende Hülle fehlt aber auch hier nicht. Sie ist bei der einen wie bei der anderen Art etwas klebrig, so daß die Kotbrocken im Kokon meist mehr oder minder fest miteinander verbackt sind. Kotet die Larve freiliegend, also z. B., wenn sie sich außerhalb des *Apanteles*-Gehäuses und dann auch ohne eigenen Kokon verpuppen muß, so bleiben die Brocken aber wie in Abb. 17, 18 und 21 isoliert liegen. Die Zahl der Brocken wechselt stark. Nicht selten zählten wir nur ½ Dutzend, an anderen Fällen aber 1—2 Dutzend und im Extrem 38 Stück. Meist hat der Kot schon beim Verlassen des Körpers ziemlich feste Konsistenz und dickt später nur noch wenig ein. Seltener werden die ersten Brocken noch in halbflüssigem Zustand ausgestoßen. Noch seltener sind die Fäzes ausgesprochen dünnflüssig, doch dürfte das pathologisch sein.

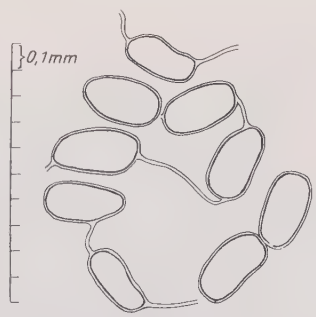


Abb. 18. *Hemiteles fulvipes* Grav. Kotbrocken der Altlarve mit Schleimhülle und Schleimfäden

Die Larven kamen in solchen Fällen nicht mehr zur Verpuppung. Obgleich der Kot innerhalb des Kokons liegen bleibt, gefährdet er offenbar den Insassen nicht. Auch sahen wir es auf den Fäzes nie zur Schimmelbildung kommen. Beides wird vielleicht durch die oben erwähnte gallertartige Hülle verhindert, welche die Masse nach außen hermetisch abschließt. Nur so wird auch verständlich, daß gewisse Ichneumoniden aus der Ophioninen-Verwandtschaft sich partiell mit ihrem eigenen Kot umkleiden können, ohne Schaden zu nehmen. So sitzt die Puppe von *Exochilum circumflexum* L. bekanntlich mit ihrem Hinterleib in einem von der Larve gefertigten Kokon, der durch einen gallertartigen Überzug isoliert ist. Da das Tier immer dem Pol das Hinterende zukehrt, nach dem sie die Wirtsreste geschoben hat, kommt auch ihr Kot dorthin zu liegen. Er bleibt aber von dem Kadaverrest und den diesem aufliegenden Häuten durch die Wand des *Hemiteles*-Kokons getrennt, da die Wespen, wie gesagt, im Unterschied zu den Aculeaten nie vor dem Spinnen des eigenen Gehäuses koten.

Zwischen dem Abstoßen des letzten Kotbrockens und der Häutung zur Puppe liegt nur noch eine kurze Zeitspanne, nämlich bei Zimmertemperatur 1 Tag, bei kühlerem Wetter 2, seltener bis zu 3 Tage. Inzwischen vollziehen sich aber am Tier weitere, z. T. auch äußerlich sichtbare Veränderungen. Diese betreffen Farbe und Form. Während der Rumpf bislang infolge des durchschimmernden Darminhalts rötlichgelb erschien, wird er nach dessen Ausstoßung einheitlich gelbweiß. Infolgedessen heben sich auch die zwischen Darm und Haut liegenden, schon bei allen jüngeren Stadien sehr auffälligen, allerdings dann relativ kleineren kreideweißen Uratzellen oder „Exkretionszellen" (KUNTZE, 1933, S. 105), nicht mehr so deutlich ab wie früher. Sie werden gemeinhin als modifizierte Fettzellen aufgefaßt und liegen mit den eigentlichen Fettzellen des Corpus adiposum in gemeinsamem Verband, erreichen aber erst in der Puppe ihre volle Größe. Da die Uratzellen im Thorax fehlen, ist dieser reiner gelb als das Abdomen.

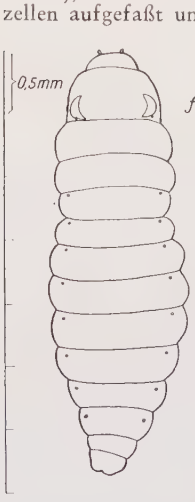


Abb. 19. *H. simillimus sulcatus*. Reife Altlarve, vom Rücken gesehen. f = Anlage des Fazettenauges

Dann beginnt die Loslösung der alten von der neuen Haut, und zwar zunächst im Bereich des Kopfes. Frühzeitig räumt der Puppenkopf die Kopfkapsel der Larve und gewinnt dadurch für seine größeren Dimensionen Platz. Gleichzeitig pigmentieren sich die Fazettenaugen. Sie werden in Form schwach brauner, allmählich dunkelnder und wachsender Halbmonde sichtbar (Abb. 19 u. 20). Inzwischen ist auch das 10. Hinterleibssegment durchsichtig geworden, also vom Puppenkörper geräumt. Die Tönung der Puppenaugen beginnt bei Zimmertemperatur meist 2 Tage vor der Häutung. Wenig später, immer aber schon einen Tag vor der Häutung schnürt sich zwischen Metathorax und Abdomen bzw. zwischen dem 1. und 2. Abdominalsegment auch die Wespentaille ein (Abb. 19, 20, 21). Mittlerweile sind unter der Larvenhaut die Extremitäten der Puppe zur Entwicklung gekommen. Von den Kopfanfängen ist allerdings äußerlich nichts zu bemerken. Am Thorax können aber wenigstens die Stellen kenntlich werden, an denen sie zur Anlage gelangen. Sie erscheinen als flache, kaum über die Umgebung sich erhebende Schwielen. Über diesen ist die Larvenhaut spiegelglatt und nicht fein gerunzelt wie in der Nachbarschaft. Abb. 22 gibt die Verhältnisse bei einer Larve von *H. fulvipes* Grav. wieder. Man erkennt, daß die Flügelanlagen (a) sich in gleicher Weise wie Beine (p) markieren. Unter diesen Schwielen wachsen die Flügelkeime dann bald zu flachen Scheiben aus, die sich ventralwärts und gleichzeitig schräg nach hinten schieben. Auch die Extremitäten verlängern sich schnell. Fühler und Beine rollen sich dabei aber, wie wohl allgemein bei den Hymenopteren, zunächst schneckenartig auf. Die Fühler ziehen in ihrem basalen Teil auf der Bauchseite parallel zueinander nach hinten, sind aber in Höhe der Tibia der Vorderbeine wieder in scharfem Winkel nach außen und vorn zurückgeschlagen, um nochmals, nunmehr aber zur Mitte und nach hinten sich zu wenden, und dann mit der Spitze in letzter Einwärtswindung wieder nach vorn zu streben. Die Beine sind extrem angewinkelt und im übrigen in

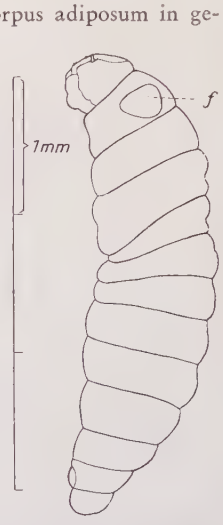


Abb. 20. *H. simillimus sulcatus*. Reife Altlarve, von der Seite gesehen. f = Anlage des Fazettenauges

ähnlicher Weise wie die Fühler mehrfach in sich vorwärts und wieder zurück geschlagen. Dadurch erscheinen sie verkürzt. Selbst die Hinterbeine reichen mit ihren Tarsen nur bis zum Hinterrand des 2. Abdominalsegments. Man bekommt sie in dieser Lage zu sehen, wenn das Tier kurz vor der Häutung stirbt und die normalerweise zwischen Larven- und Puppenhaut liegende Häutungsflüssigkeit verfliegt, so daß die Exuvie sich dicht dem Puppenkörper anlegt. Die Körperanhänge treten dann plastisch hervor. In Abb. 23 haben wir einen *Hemiteles fulvipes* Grav. in dieser merkwürdigen Situation unter Weglassen der Larvenhaut festgehalten. Das Tier hatte sich trotz der unterbliebenen Häutung unter der Larvenhaut weiter entwickelt und schließlich auch die Umfärbung zur Imago erfahren, war dann aber eingegangen. Die äußeren Geschlechtsanhänge haben wir im Unterschied zu den mitgeteilten Beobachtungen bei *Vespa crabro* (s. S. 429 u. Abb. 12) bei *Hem. similimus sulcatus* vor der Häutung zur Puppe nicht zu Gesicht bekommen. Wenn die larvale Hülle abgestreift wird, sind die Stachelscheiden und vielleicht auch der Stachel selbst aber noch nicht dorsal, sondern ventral umgeschlagen. Wir stützen uns bei dieser Angabe auf einen einmaligen Befund.

Normalerweise vergehen über der Zeit von der Einstellung der Nahrungsaufnahme bis zum Abstreifen der letzten Larvenhaut, die als präpupale Periode zu bezeichnen wäre, bei Zimmertemperatur knapp 1 bis längstens 2 Wochen. Nur einmal verharrte eine Larve auf diesem Stadium mindestens 26 Tage, um dann doch noch die Metamorphose normal zu beenden. Sie hatte spätestens am 18. März den Fraß eingestellt, zeigte am 30. starke Beinschwielen, spann noch am 4. April, stieß am 10. April den Larvenkot ab und lieferte endlich am 13. April die Puppe, aus der am 22. April, d. h. ohne weitere Verzögerung ein Männchen schlüpfte. Die Temperatur hatte vom 18. März bis zum 13. April 14—*18*—21½° betragen und damit eher höher als niedriger gelegen als bei den sich schneller entwickelnden Larven. Bei *H. fulvipes* Grav. sahen wir die präpupale Periode sich sogar mehrmals über mehr als 1 Monat ausdehnen, die Tiere gingen dann aber ein. Die Larven hatten die *Apanteles*-Larven nicht ganz aufgezehrt, waren also wohl zu schwach gewesen, die Verwandlung zu beenden. Bei allen diesen Fällen von Hinauszögerung handelte es sich um Aufzucht bei Zimmertemperatur. Im Freien verfallen die reifen Larven bei kaltem Wetter in vita minima und überdauern so auch den Winter. Die Verpuppung erfolgt dann erst im Frühjahr. Ob bei *Hem. similimus sulcatus* und bei *H. fulvipes* Grav. auch echtes „Überliegen", d. h. mehrjähriges Ruhen in der präpupalen Phase vorkommt, läßt sich noch nicht sagen. Bei anderen Ichneumoniden soll das nach Bischoff (1927, S. 534) der Fall sein.

D. Die Puppe

Vor der Häutung der Larve zur Puppe scheint diese sich in der Regel zunächst mit dem Hinterende in ähnlicher Weise am analen Pol ihres Kokons bzw. an den letzterem aufliegenden Exkrementen zu verankern, wie die jüngeren Stadien das auf dem Beutetier zu tun pflegen. Während diese dabei aber die letzten Segmente nach Art eines Schröpfkopfes einsetzen und von zusätzlicher Sekretabscheidung von uns nichts bemerkt wurde, scheint die Altlarve sich mittels eines aus dem After austretenden klebrigen Tröpfchens anzuheften. Wir beobachteten das allerdings nur zweimal, und zwar in beiden Fällen bei einem freiliegenden Tier. Hier erstarrte das Sekret nach dem Ausscheiden harzartig und verklebte die anale Partie fest mit der Glasplatte. Wenn eine solche Verbindung mit dem Substrat unterbleibt, scheint sich die Häutung in ihrer letzten Phase nicht so glatt und schnell wie sonst vollziehen zu können (s. S. 444).

Nach dieser Vorbereitung und vielleicht schon etwas früher kommt die Loslösung der neuen von der alten Haut in ein schnelleres Tempo. Sie wird dadurch kenntlich, daß das Chitin sich feinstens zu fälteln beginnt. Der Prozeß setzt zuerst im Bereich des Abdomens ein. Kopf und Prothorax, zunächst auch die ventralen Partien der beiden anderen thorakalen Segmente, bleiben davon unberührt. Die Fältelung ist längsverlaufend, aber jedes Segment verfährt dabei unabhängig von seinen Nachbarn. Die Segmentgrenzen haben daran anfangs nicht Teil. Einige Stunden später ist das Bild insofern verändert, als die Faltung sich in den thorakalen Partien ver-

stärkt hat, während sie im Abdomen auf der Bauchseite abklingt. Es kommt dort im Gegenteil zu Spannungszuständen, welche die Falten zum Verstreichen bringen. Gleichzeitig beginnen die bislang tief einschneidenden Intersegmentalfurchen sich abzuflachen. Andererseits modellieren sich jetzt im Thorax deutlicher die Konturen der Extremitäten und der Flügelscheiden heraus, weil die Larvenhaut über ihnen zusammenfällt. Dorsal bleibt die Fältelung im Hinterleib bestehen. Über den letzten Leibesringen ist sie aber auch dort geschwunden. Hier werden dann bald die künftigen Formen deutlich. So modelliert sich beim Männchen im 9. Segment (Abb. 20) ventral der Genitalhügel heraus, welcher von den später die Parameren liefernden Zapfen gebildet wird. Sie schließen zwischen sich einen unpaaren Höcker ein, wohl die Penisanlage, die später wieder verdeckt zu werden scheint.

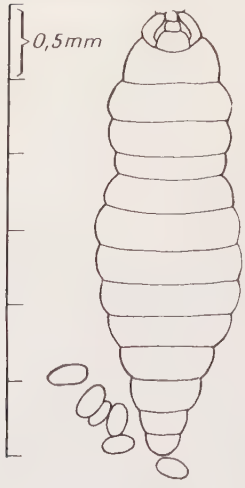


Abb. 21. *H. simillimus sulcatus*. Reife Altlarve, von der Bauchseite gesehen, mit Kotbrocken

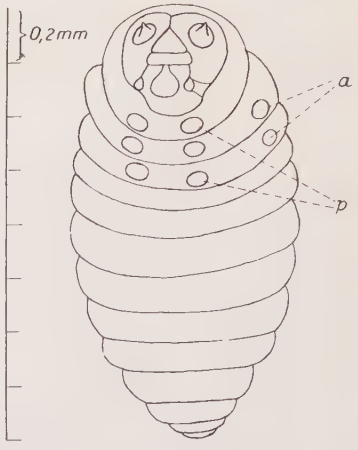


Abb. 22. *Hemiteles fulvipes* Grav. Altlarve, stark kontrahiert. Von der Bauchseite gesehen. p = Beinanlagen, a = Flügelanlagen

Diese Veränderungen vollziehen sich zunächst so langsam, daß der Beobachter sie kaum bemerkt. Nur zuweilen dellen sich kleine Partien am Hinterleib ein wenig ein, um bald darauf in die Ausgangslage zurückzukehren. Während gleichzeitig der Körper infolge Austretens von Häutungsflüssigkeit fettig glänzend wird, kommt die Larve dann aber etwas in Bewegung, vor allem in der hinteren Körperhälfte. Hier werden zunächst leise einsetzende Kontraktionen und Dilatationen kenntlich. Man hat den Eindruck, daß die ersteren aktiv, die letzteren passiv erfolgen. So wenig auffallend sie sind, treiben sie doch allmählich die Leibesflüssigkeit mehr in die vordere Körperhälfte, so daß der Innendruck dort ansteigt. Relativ am ausgeprägtesten sind diese Kontraktionen im Bereich der Hinterleibsspitze. Vor allem das letzte, also das 10. Segment, wird von Zeit zu Zeit kräftiger eingezogen. Hier hat sich die Exuvie dann schon völlig von der Puppe gelöst. In einem Fall bekamen wir in diesem Stadium auch den Herzschlag der Puppe zu sehen, nach dem wir bei älteren Puppen ebenso wie bei den Larven vergeblich Ausschau gehalten haben. Auf der Grenze vom 8. bis zum 9. Tergit bewegte sich unter der Rückenhaut ein weißliches Körperchen (Corpus adiposum?) in regelmäßigen Intervallen, d. h. 51mal in der Minute (21°), vor- und rückwärts. Dann verstärkten sich plötzlich die Kontraktionen der letzten Leibesringe, und fast gleichzeitig platzte im Vorderkörper die dem Innendruck nicht mehr gewachsene Larvenhaut. In anderen Fällen setzte die Häutung unvermittelt, d. h. ohne vorübergehend stärkere Bewegungen ein. Die Rißbildung erfolgt in der sutura metopica, und zwar zuerst über dem Kopf. Sogleich werden dann im Spalt die Basal-

glieder der Fühler sichtbar. Die Kopfkapsel der Larve war also beim Zurücktreten des Puppenkopfes (s. S. 440) nicht ganz geräumt worden. Die Fühlerbasis war in ihr zurückgeblieben. Bald werden dann auch Stirn und Scheitel mit den Kopfborsten und den noch unpigmentierten Ozellen frei. Inzwischen reißt die Rückennaht weiter bis tief in den Metathorax hinein auf. Durch die sich fortsetzenden Kontraktionen der hinteren Leibespartien vorwärtsgetrieben, schiebt sich die Puppe dabei, den Kopf voraus, aus dem Spalt, während die entsprechenden Teile der Exuvie zur Seite weichen und herab- bzw. nach hinten sinken. Nach Scheitel und Stirn werden bald auch die Fazettenaugen, der Vorderkopf und das Untergesicht frei. Schon knapp 1 Minute nach Beginn der Häutung kann sich der Kopf ganz von der alten Hülle befreit haben, und auch der Thorax ist soweit vorangekommen, daß die Scheiden der Vorderflügel heraustreten. Hart vor und unterhalb ihrer Wurzel sieht der Beobachter die Intima der thorakalen Tracheen aus dem 1. Stigma der Puppe herausweichen und als zarten Silberfaden nach hinten gleiten. Er wird dabei von der Larvenhaut gezogen. Der Anheftungspunkt, also das Stigma, zeichnet sich jetzt als schwach getöntes Pünktchen in der im übrigen farblosen Haut ab. Über 3 mm hin verbindet schließlich dieses Fädchen das alte mit dem neuen Stigma, ehe es letzteres ganz verläßt. Man darf daraus wohl schließen, daß seine Substanz sich auch aus Elementen der Nachbarsegmente rekrutiert, ja, daß sogar die Tracheen des Kopfes dazu beisteuern. Zuweilen war an der abgestreiften Intima erkennbar, daß sich die Trachee verästelt. Bei der Häutung fällt das Lumen allerdings zusammen, und die Zweige vereinigen sich beim Herausgleiten aus dem Stigma der neuen Haut zu einem einheitlichen Strang, der sich erst bei besonderer Behandlung wieder in seine Elemente auffasern läßt. Wenn die Larventrachee das Stigma der Puppe geräumt hat, sind auch die Mundwerkzeuge frei geworden. Dabei ist auch die Intima des Vorderdarms als 0,2 mm langes farbloses Fädchen aus der Mundöffnung der Puppe herausgeglitten. Dann werden die basalen Glieder der Beine frei. Sie gelangen sofort in ihre endgültige Lage, strecken sich also nach hinten, während ihre von der Exuvie noch bedeckten distalen Partien ebenso wie die Enden der Fühler nach wie vor eingerollt bleiben. Es ist ein eigentümlicher, befremdlicher Eindruck, diese später so starren und nur in den Gelenken beweglichen Gebilde sich jetzt mit gummiartiger Elastizität entwickeln und auswickeln

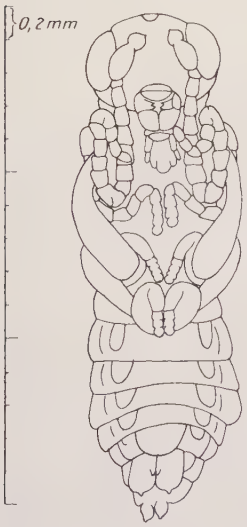


Abb. 23. ***Hemiteles fulvipes*** Grav. Puppe, nach Abpräparieren der Altlarvenhaut; in dieser fast bis zur Reife entwickelt und dann eingegangen

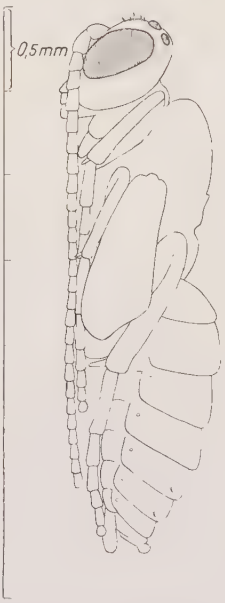


Abb. 24. ***H. simillimus sulcatus***. Puppe, Männchen. In Seitenansicht

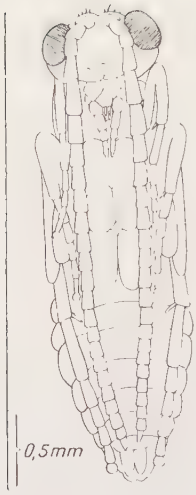


Abb. 25. *H. simillimus sulcatus*. Puppe, Männchen. In Ventralansicht

zu sehen. Nach seltsamer berührt aber angesichts der Unsichtbarkeit der regelnden Kräfte die Sicherheit, mit der sie exakt in ihre vorbestimmte Lage gelangen. Alle frei werdenden Organe sind zunächst fettglänzend von Häutungsflüssigkeit. Diese ist so reichlich, daß sie sich in den beiden kleinen Gruben rechts und links des Schildchens, eine Pfütze bildend, sammelt und dort mit Fließpapier, deutlich feuchtend, aufgetupft werden kann. Sehr bald trocknet der Thorax dann aber infolge Verflüchtigung der Substanz ab. Inzwischen hat sich der Hinterleib durch Einschachteln der Segmente merklich verkürzt. Während die Larvenhaut kontinuierlich zurückgleitet und auch aus den abdominalen Stigmen die Tracheenintima als weiße Bänder mitnimmt, gerät der Körper allmählich in noch stärkere Bewegung. Zu den sich intensivierenden Kontraktionen und Dilatationen gesellen sich kreisende und schraubende Bewegungen des Leibesendes. Sie ziehen auch die mittleren Segmente in Mitleidenschaft. Das Tier dreht sich dabei um seine Längsachse und rollt, sofern es frei liegt, hin und her. Schnell werden dabei nacheinander die Vorder-, die Mittel- und die Hinterbeine, schließlich auch die Fühler völlig frei, und nur die letzten Leibesringe stecken noch in ihrer alten Hülle. Die Exuvie ist jetzt soweit nach hinten zusammengeschoben, daß die Kopfkapsel unterhalb der Hinterleibsspitze der Puppe liegt. Deren Befreiung scheint besondere Mühe zu bereiten, offensichtlich, weil es sich hier auch um das Abstreifen der Intima des Enddarms und der Genitalwege handelt. Außerhalb des Kokons kann das Tier an dieser Aufgabe scheitern, weil es bei dem Versuch, durch Drücken, Drehen und Reiben der Leibesspitze an der Gehäusewand die Fäden aus dem After bzw. der Geschlechtsöffnung herauszuziehen und damit die Exuvie ganz los zu werden, keinen Widerstand findet. Halfen wir durch Darbieten eines Halts künstlich nach, so gelang die Befreiung aber auch in der Petrischale.

Man sollte meinen, daß ein so komplizierter Prozeß wie die Häutung viel Zeit in Anspruch nimmt. Das ist aber nicht der Fall. Der Vorgang vollzieht sich vielmehr sehr rasch. Selbst bei 13° beanspruchte er bei *Hem. simillimus sulcatus* nur knapp 20 Minuten, und bei höherer Temperatur mag die ganze Aktion in der halben Zeit absolviert werden können. Es kommen aber individuelle Unterschiede vor. So brauchte ein Männchen von *H. fulvipes* Grav. selbst bei 19° schätzungsweise ¾ Stunden.

Wenn das Tier sich von dem alten Kleid befreit hat, kommt es noch nicht zur Ruhe. Der Hinterleib setzt vielmehr seine schraubenden Bewegungen lebhaft fort. Die letzten Segmente sind an dieser allerdings nunmehr nur noch indirekt beteiligt. Statt dessen kreist das Abdomen als ganzes mit der Taille als Drehpunkt. Gleichzeitig streckt und kontrahiert sich der Körper im Wechsel. Liegt die Leibesspitze fest, so kann sich das Tier dabei hoch aufbäumen und dann wieder unvermittelt zusammenfallen. Der Beobachter kann den Eindruck gewinnen, das Tier winde sich in Schmerzen. Ziel aller dieser Bewegungen ist aber wohl die allmähliche

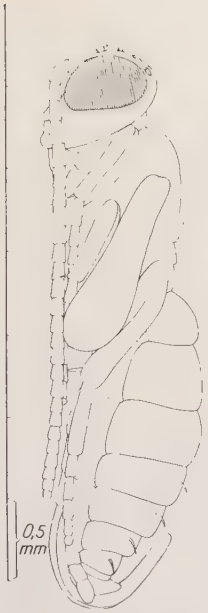


Abb. 26. *H. simillimus sulcatus*. Puppe, Weibchen. In Seitenansicht

Konzentration und Verkürzung des Körpers auf die Dimensionen der fertigen Puppe. Zunächst sind die Segmente nach der Häutung nämlich noch mindestens so stark verschachtelt, wie bei der schlankeren Larve. Am Hinterleib lassen sich, wenn der den After tragende Abschnitt besonders gezählt wird, noch immer 10 Segmente erkennen. Auch die beiden bei der Larve beschriebenen und als Cerci gedeuteten kleinen Zapfen dorsal vom After liegen noch frei, während sie später ebenso wie bei der Imago in der Ruhe verdeckt sind. Beim Weibchen ist anfangs auch die Legescheide beim Freiwerden mit ihren beiden Lamina noch ventral eingeschlagen. Sie richtet sich aber bald auf, beschreibt um ihre Basis einen Bogen von genähert 180° und kommt dann mit den Enden auf den Rücken zu liegen.

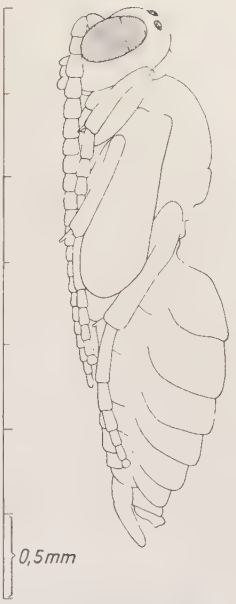


Abb. 27. *Hemiteles fulvipes* Grav. Puppe, Männchen. In Seitenansicht

Über dieser Metaphase der Häutung kann eine Stunde und mehr verstreichen. Schließlich hat aber die Puppe ihre endgültige Gestalt gewonnen und ist zur Ruhe gekommen, aus der sie erst wieder erwacht, wenn die Zeit zur Verwandlung in die Imago gekommen ist.

Die abgestreifte Larvenhaut wird bei den Bewegungen der Puppe zu einem unscheinbaren Flöckchen am hinteren Pol des Kokons zusammengeballt und verklebt dort mit Larvenkot. Sie trocknet dann bald ein und zerbricht meist bei Versuchen, sie zu analysieren. Zunächst ist sie aber Dank der ihr außen und innen als vaselinartige Schmiere noch reichlich anhaftenden Häutungsflüssigkeit gut streckbar. Wir machten davon Gebrauch, um sie auf Wasser auszubreiten. Die Daten über morphologische Einzelheiten, z. B. über den Bau der Stigmen (s. S. 430), sind auf diese Weise gewonnen.

Die allgemeine Gestalt der Puppe von *Hem. simillimus sulcatus* kommt in den Abbildungen 24—26 zum Ausdruck. Sie bietet kaum Besonderheiten. Es handelt sich wie bei anderen Ichneumoniden um eine typische pupa libera. Artspezifische Besonderheiten betreffen die Beborstung, die relative Länge der Fühler und die äußeren Geschlechtsorgane. Hier liegen auch die Unterscheidungsmerkmale gegen *H. fulvipes* Grav. und damit gegen den häufigsten, mit *Hem. simillimus sulcatus* vergesellschaftet auftretenden *Apanteles*-Parasiten aus dieser Gattung (Abb. 27).

Wie gewöhnlich bei der pupa libera nimmt auch hier die Nymphe weitgehend die Körperform der Imago vorweg, ist aber im ganzen gedrungener gebaut. Die noch unbeweglichen Extremitäten sind dicklicher und weniger scharf gegliedert. Der Kopf ist stärker abwärts geneigt, so

daß die Nackenpartie freier zu Tage tritt (Abb. 28, 29), und alle Extremitäten einschließlich der Fühler und der Mundwerkzeuge liegen paarweise zusammengelegt nach hinten ausgerichtet direkt dem Körper an (Abb. 25). Die langen Fühler reichen beim Männchen viel weiter nach hinten (Abb. 24, 25, 26) als bei *H. fulvipes* Grav. (Abb. 27). Während sie dort etwa in Höhe des 3. Hinterleibsrings enden, berühren sie hier fast die Basis der

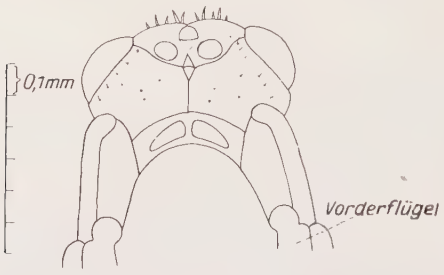


Abb. 28. *H. simillimus sulcatus.* Vorderkörper der Puppe, vom Rücken gesehen

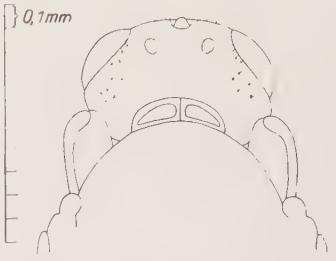


Abb. 29. *Hemiteles fulvipes* Grav. Vorderkörper der Puppe, vom Rücken gesehen (ungewöhnlich großes Individuum)

Genitalanhänge. Die Tasterpaare der beiden Maxillen bekunden durch die gleichartige Lage ebenfalls ihren Extremitätencharakter. Die Beine sind in den Kniegelenken eingewinkelt, die Tarsen der Hinterbeine enden etwa in Höhe des Leibesendes. Die Flügelscheiden sind an den Pleuren herab- und nach hinten gebogen, aber so kurz, daß sie nur wenig über die Basis des Hinterleibs hinwegreichen.

Am Hinterleib liegen acht Segmente frei. Sie dürften als der 2. bis 9. Ring aufzufassen sein. Der 1. Ring ist wohl bereits mit im Thorax aufgegangen. Das den bei der Puppe ebenfalls nicht hervortretenden After tragende letzte Segment liegt verdeckt, die beiden Cerci ragen aber als kurze, dorsale Zapfen etwas hervor. Immerhin sind die letzten Ringe so weit entschachtelt, daß die Genitalanhänge relativ stärker hervorragen als bei der Imago. Beim Männchen (Abb. 24, 25) sind als kurze Stummel die Parameren sichtbar. Sie sind entsprechend den Verhältnissen der Imago hier beträchtlich kürzer als bei *H. fulvipes* Grav. (Abb. 27, 30, 31). Der Penis ist nicht deutlich abgrenzbar, die künftige Geschlechtsöffnung aber bei beiden Arten gut sichtbar (Abb. 31). Sie liegt zwischen der Basis der Parameren in einem wohl der Peniszone zuzurechnenden dreieckigen Areal, das auf das 9. Sternit entfallen dürfte, und erscheint als länglicher Fleck. Beim Weibchen sind die Legescheiden wie bei den Puppen aller langstacheligen Hymenopteren (BISCHOFF 1927, S. 536) jetzt hoch über den Rücken zurückgeschlagen (Abb. 26). Sie entspringen ein Segment weiter hinten als der Legestachel, den sie zwischen sich nehmen. Das entspricht der morphologischen Deutung, wonach der Legestachel als vorderes + mediales hinteres Gonapophysenpaar, das Basalstück der Legescheiden aber als hintere Apophyse aufzufallen ist (WEBER 1933, S. 210). Sie sind demnach auf das 9. Segment zu beziehen. Da bei den Vollkerfen von *Hemiteles simillimus sulcatus* und bei *Hem. fulvipes* Grav. die in Rede stehenden Anhänge unter Mitrechnung des in den Thorax aufgegangenen Segments am 6. bzw. 7. Ring eingelenkt sind, müssen bei diesen erhebliche Verschiebungen eingetreten sein.

Der ganze Körper ist weichhäutig und etwa elfenbeinweiß. Die Oberfläche ist fein skulpturiert, auch an den Extremitätenscheiden einschließlich der Parameren und an den Flügelscheiden. An letzteren sind die Differenzierungen der Haut allerdings nur sehr unscheinbar, am unteren Viertel der Fühlergeißel und an der Außenseite der Schienen aber größer und auffälliger als an allen anderen Körperteilen. Bei *H. fulvipes* Grav. treten sie dort mehr zurück. Am Rumpf finden sich die gleichen Typen wie bei der Larve, also einerseits mehr oder minder abgeflachte Hügel und andererseits spitze Pyramiden, die bis zu 5 μ Höhe erreichen. In einigen Bezirken, so besonders in der hinteren Hälfte des Abdomens, sind sie fast dornartig ausgezogen. In Abb. 32 sind die beiden extremsten Formentypen von *H. fulvipes* festgehalten. Bei allen handelt es sich um Differenzierungen der Exokutikula. Soweit haben wir keine Unterschiede zwischen *Hem. simillimus sulcatus* und *Hem. fulvipes* Grav. bemerkt.

Anders liegen die Dinge in bezug auf die echten Haare. Bei beiden Arten ist die Puppe an sich äußerst spärlich behaart. Der Thorax scheint einschließlich der Beine und Flügel sogar solcher Anhänge völlig zu entbehren, und bei *H. fulvipes* Grav. gilt das gleiche vielleicht auch für das Abdomen.

Bei beiden Arten finden sich aber einige Haare am Kopf. Sie sind bei *Hem. simillimus sulcatus* (Abb. 28) ebenso verteilt und eher etwas zahlreicher als bei *H. fulvipes* Grav. (Abb. 29) aber teilweise weit größer. Bei letzterem messen sie knapp 0,01 bis 0,02 mm, bei ersterem erreichen etwa 10 auf der Stirn vor den Ozellen stehende mit 0,03 bis 0,05 mm Länge ausgesprochenen Borstencharakter. Sie sind so stark, daß sie schon bei Lupenvergrößerung auffallen. Viel unscheinbarer, unter einander ungleich groß (0,01 bis 0,02 mm) und schwer auffindbar sind weitere, jederseits einen nicht ganz regelmäßigen Bogen zu je etwa 8 bis 10 Elementen bildende Härchen hinter den Fazettenaugen. Sie stehen auf relativ hohen Hügeln und finden sich bei *H. fulvipes* Grav. nach Zahl und Stärke in genähert gleicher Ausbildung wie bei *H. simillimus sulcatus*. Die weiter vorn auf der Stirn stehenden, bei letzterer Art so augenfälligen Haare sind bei *H. fulvipes* Grav. viel kleiner, ja so winzig, daß sie in unserem Totalbild der Puppe (Abb. 27) ebensowenig wie die Haare hinter den Augen eingezeichnet werden konnten.

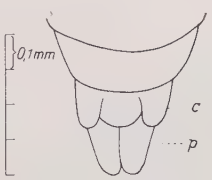


Abb. 30. ***Hemiteles fulvipes*** Grav. Leibesende der Puppe in Dorsalansicht. Männchen. c = Cerci, p = Parameren

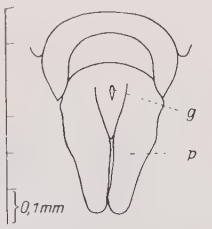


Abb. 31. ***Hemiteles fulvipes*** Grav. Leibesende der Puppe in Ventralansicht. Männchen. g = Genitalöffnung, p = Parameren

Differenzialdiagnostisch interessanter als die Kopfborsten ist die Beborstung des Hinterleibs. Bei *H. simillimus sulcatus* tragen einige der letzten Segmente außer schlanken, geraden, 0,015 bis 0,02 mm langen, im Abstand von 0,1 bis 0,15 mm gereiht stehenden Tasthaaren dorsal jederseits einen sehr stabilen, hakenförmig nach hinten und zur Mitte gekrümmten Stachel von durchschnittlich 0,05 und selten im Extrem 0,08 mm Länge (Abb. 24, 26, 33). Die beiden letzten Ringe (9. u. 10.) bleiben frei, ebenso der 1. bis 3. (morphologisch 2. bis 4.), beim Männchen auch meist

der 4. und 5. (morphologisch 5. und 6.). Selten trägt das 7. oder 8. (morphologisch 8. bzw. 9.) Segment jederseits zwei solche Borsten. Dann pflegt die eine verzwergt (0,02 mm) zu sein. Insgesamt zählten wir beim Weibchen jederseits mindestens 1, durchschnittlich 3 bis 4 und maximal 5, beim Männchen in einem Fall 0, durchschnittlich 2 bis 3 und maximal 4 Borsten. Bei *H. fulvipes* Grav. fehlen diese Gebilde vollständig. Bei anderen *Hemiteles*-Arten und bei anderen Gattungen der Cryptinen, z. B. bei *Pezomachus*-Arten und bei *Leptocryptus brevis* Thoms., können sie in ähnlicher Ausbildung und noch zahlreicher als bei *H. simillimus sulcatus* vorkommen. Sie dürften bestimmt sein, die Berührungsfläche der Puppe mit dem Kokon zu mindern, werden aber vor allem bei der Häutung Dienste leisten. Dafür spricht ihre stärkere Ausbildung beim Weibchen, das durch den dorsal umgeschlagenen Legeapparat beim Häuten mehr Gefahr läuft als das Männchen. In diesem Sinne möchten wir auch das Fehlen der Borsten bei *H. fulvipes* Grav. deuten, wo die äußeren Genitalorgane beim Weibchen kürzer sind als bei *H. simillimus sulcatus*.

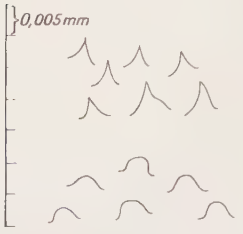


Abb. 32. *Hemiteles fulvipes* Grav. Puppe. Extreme Typen der Hautskulpturen

Die bei der Larve so schwer auffindbaren Stigmen sind bei der Puppe verhältnismäßig leicht nachzuweisen, allerdings auch erst dann, wenn unter ihnen die Atemlöcher der Imago deutlich werden. Wir konnten sie daher in die meisten unserer nach jungen Puppen gezeichneten Abbildungen nicht eintragen. Überdies sind sie ziemlich klein. Auch hier fanden wir wieder nur neun offene Paare. Das 1. liegt im Mesothorax vor der Vorderflügelwurzel. Das 1. abdominale Paar ist mit seinem Segment in den Bereich des Thorax gerückt und besonders schwer zu sehen, die sieben restlichen Paare liegen verhältnismäßig weit dorsal verschoben innerhalb der noch kaum abgrenzbaren Tergite, und zwar dem Vorderrand des Segments mehr genähert als dessen Hinterrand (Abb. 24). Zum mindesten die abdominalen Stigmen verfügen im Unterschied zu den Verhältnissen bei der Larve bereits über einen gut ausgebildeten Verschlußapparat, der allerdings erst an abgestreiften Exuvien (vgl. S. 430 und Abb. 11 B—D) sichtbar wird. Er erscheint dann bei *Hem. simillimus sulcatus* und ebenso bei *H. fulvipes* Grav. als ein ungleicharmiges Hebelpaar, das am Grund der unter dem Eingang 0,02 mm weiten und 0,025 bis 0,03 mm tiefen, sich unten auf 0,01 mm verengenden Stigmengrube auf der Grenze zur eigentlichen Trachee liegt. Der längere Hebel mißt etwa 0,02 bis 0,03 mm und umgreift die Trachee fast halbkreisförmig. Der kurze Hebel ist nur zapfenförmig und inseriert an der gegenüberliegenden Seite. An beiden dürften Muskeln ansetzen, die bei der Kontraktion den Eingang zur Trachee verschließen. Die Tracheenintima verliert beim Abstreifen weitgehend die Spiralfadennatur. Wahrscheinlich haspelt sich der Faden beim Herausgleiten der Trachee aus dem Stigma ab. Dabei legen sich die aus den einzelnen Tracheenästen

Abb. 33. *H. simillimus sulcatus*. Puppe. Typen der abdominalen Dornen

Abb. 34. *Hemiteles fulvipes* Grav. Hautskulpturen des Enddarms der Puppe. (Gezeichnet an Hand der Exuvie)

stammenden Fäden zur Bildung eines einheitlichen Strangs zusammen. Wenn dieser auf Wasser gelegt wird, fasert er sich wieder in seine Elemente auf.

Über Lebensäußerungen der Puppe ist wenig zu sagen. Als ausgesprochenes Ruhestadium zeigt sie für gewöhnlich keinerlei Bewegungen. Wird sie aber gereizt, so gerät die Hinterleibsspitze in kreisende Bewegung.

Frühzeitig beginnt das Tier, sich zu pigmentieren. Die Körperdecke selbst verändert sich allerdings nicht. Es färbt sich vielmehr die unter ihr sich anlegende Imago. Infolge Durchsichtigkeit der Puppenhaut gewinnt aber der Beschauer den Eindruck, daß die Wandlungen diese selbst betreffen. Die Pigmentabscheidung beginnt bei den Fazettenaugen, und zwar bei Zimmertemperatur schon etwa 2 Tage vor der Häutung zur Puppe (s. S. 440). Dabei erscheinen die Augen zunächst als schmale, schwach gebräunte, nach vorn und zur Mitte hin offene Sicheln (Abb. 19). Bald vervollständigen sie sich zur Linsenform (Abb. 20, 24—27) und dunkeln gleichzeitig nach Rotbraun zu, um später schwarz zu werden. Nach der Häutung, sehr selten schon am Tage zuvor, tönen sich dann zuerst die Ozellen (Abb. 24, 26, 28, 29), und zwar bei einer Gesamtpuppenruhe von 10 Tagen am 2. Tag. Ihnen schließen sich am 5. Tag die bald tiefbraun werdenden Mandibelspitzen an. Wenig später gewinnt der Thoraxrücken und fast gleichzeitig auch der Kopf einen schwarzgrauen Anflug, der innerhalb 24 Stunden in reines Schwarz übergeht. Einen Tag später, also etwa 7—8 Tage, nachdem die Puppe frei wurde, folgen mit der gleichen Färbung die Tergite und bald auch die Sternite. Inzwischen hat auch die Färbung der Fühler eingesetzt, die schon am 6. und 7. Tag bei den beiden Grundgliedern beginnt und an den beiden nächsten Tagen über Grau zu Schwarz bis zur Spitze fortschreitet. Dann sind auch bereits die basalen Glieder der Beine und die Tibien gebräunt. Am 8. Tag folgen die zunächst lichtgrau, dann fast bleigrau werdenden, sich später wieder aufhellenden Flügelscheiden, etwas später die Taster, und am 9. Tag findet die Ausfärbung bei beiden Geschlechtern bei den äußeren Geschlechtsorganen den Abschluß. Dabei werden zunächst die Legescheiden an den Enden grau bis schwarz. Gleichzeitig ist auch die Ausbildung der inneren Organe der Imago im wesentlichen beendet, und diese rüstet zum Schlüpfen.

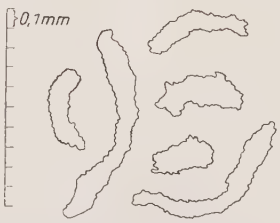


Abb. 35. *Hemiteles fulvipes* Grav. Nagespäne der Imago, aus dem verlassenen Kokon von *Apanteles glomeratus* L.

Der Schlüpfprozeß verläuft an sich nach dem gleichen Schema wie jeder vorausgehende Hautwechsel, gestaltet sich aber infolge Hinzukommens der Körperanhänge komplizierter. Eingeleitet wird der Akt dadurch, daß der Hinterleib sich kontrahiert und die Leibesflüssigkeit nach vorn treibt, wo sie sich staut und den Körper aufbläht. In rhythmischem Wechsel, bei 15° 30—40mal in 1 Minute, tritt der Kopf vor, wobei sich die Nackenhaut spannt, um dann wieder zurückzuweichen. Bald gewinnt der Körper einen fettigen, feuchten Schimmer, offenbar infolge Austretens von Häutungsflüssigkeit. Diese kann sich in den pleuralen Gruben über den Hinterflügeln bis zur Bildung von Pfützen sammeln. Sie wird in noch weit größerer Menge produziert als beim Übergang der Larve zur Puppe. Ein gut Teil bleibt später in der Exuvie zurück und läßt sich in dieser sichtbar machen. Beim Überschütten einer frisch abgestreiften Haut mit Wasser nimmt sie talgige Beschaffenheit an und erscheint dann unter dem Mikroskop als eine in zahllose Fettkügelchen von 0,02—0,03 mm Durchmesser zerfallende, milchige Emulsion. An der Luft verfliegt das Häutungsfett später allmählich restlos. Wenn es bei Einleitung der Häu-

tung aus dem Raum zwischen der alten und der neuen Haut nach außen sickert, sinkt die Exuvie über den nicht aufgetriebenen Körperteilen etwas zusammen, und das Tier verliert allmählich die für die Puppe charakteristische Starre der Haltung. Das gilt auch für die Extremitäten, die dem Körper bereits nicht mehr so steif und gestreckt aufliegen wie bisher. Zuweilen zucken auch die Mundwerkzeuge, oder es beugt sich eins der Beine. Ein wenig später gerät auch der Hinterleib in bald lebhafter werdende Bewegung. Die Spitze rotiert dabei um die Wespentaille als Drehpunkt, der Körper krümmt und streckt sich, und auch die Extremitäten regen sich lebhafter aber durchaus unkoordiniert. Man hat den Eindruck, als suche zunächst jedes Glied für sich die wachsende Bewegungsfreiheit zu nutzen. Das strampelnde und umherrollende Tier bietet schließlich ein zu der gewohnten Vorstellung der Insektenpuppe nicht mehr passendes Bild. Infolge zunehmender Kontraktion des Abdomens spannt sich auch die Haut über dem Petiolus bis zum Zerreißen. Die Exuvie platzt aber schließlich nicht dort, sondern, wie gemeinhin bei Insektenhäutungen, über Kopf und Thorax.

Nunmehr beginnt das fesselndste Schauspiel der Metamorphose. Wir schildern es auf Grund der Beobachtungen an einer frei in der Petrischale liegenden Puppe eines Weibchens von *Hem. simillimus sulcatus.* Bei *H. fulvipes* Grav. verläuft der Akt in gleicher Weise.

0 Minuten: 18°. Die Puppenhaut reißt im Nacken, anschließend auch über dem Kopf und bis in den Methathorax so weit auf, daß die Basis der Flügel frei wird. Rhythmische Kontraktionen des Abdomens treiben die Leibesflüssigkeit nach vorn, so daß der Körper aus dem Häutungsspalt herauszugleiten beginnt. Der Kopf ist stark gebeugt, so daß die Nackenpartie frei liegt. Die beiden Hälften der alten Kopfkapsel gleiten seitlich herab und zurück. Dabei treten auch die Mundwerkzeuge und die Fühlerbasis mit in den Häutungsprozeß ein.

15 Min.: Der Kopf ist ganz, am Thorax die basale Hälfte der noch stark gefalteten Flügel frei geworden. Sie strecken sich jetzt aber zusehends. Gleichzeitig treten die Beine in die Häutung ein. Da sie dabei aktiv mithelfen, aber noch mit den Spitzen in ihren Scheiden verankert sind, erfahren letztere eine handschuhfingerartige Umstülpung. Vor der Vorderflügelwurzel gleitet als feiner, silberweißer Faden die Intima aus dem thorakalen Stigma heraus und, von der Exuvie gezogen, über die Flügelbasis nach hinten. Ihre Verbindung mit dem Körper der Imago bleibt überraschend lange erhalten, d. h. der sichtbar werdende Teil des Fadens verlängert sich ständig. Er hat 1¾ mm erreicht, ehe das Ende aus dem Stigma herausgleitet. Da Kopf und Thorax zusammen nur 1½ mm lang sind, hat die Intima also beim Abstreifen infolge Abrollens des Spiralfadens eine erhebliche Verlängerung erfahren.

20 Min.: Die Vorderbeine sind ganz, die Mittelbeine bis zur Basis der Tibien frei geworden. Die Flügel stecken mit ihren Spitzen noch in den Scheiden und sind dort weiterhin schneckenförmig eingerollt, haben sich aber im übrigen gestreckt und geglättet. Die frei gewordenen Körperteile trocknen schnell ab, wobei die Haare sich aufrichten.

23 Min.: Auch die Mittelbeine sind frei geworden, und kurz darauf verlassen die Tarsen des 3. Beinpaars die Scheiden. Letztere werden dabei ebenso wie die der übrigen Extremitäten zur Bildung kleiner weißlicher Knäuel zusammengeschoben. Vom Hinterleib sind bislang 5 Segmente frei geworden. Die Dreh- und Spattelbewegungen des Tieres kommen allmählich in langsameres Tempo und setzen schließlich vorübergehend ganz aus. Über den Körper läuft von Zeit zu Zeit ein eigentümliches Zittern.

35 Min.: Dorsal liegen 6 Hinterleibssegmente frei, ventral reicht die Exuvie noch bis zum Vorderrand des 4. Rings. Sie gibt aber jetzt auch die Spitze der Flügel frei, die sich schnell strecken und vollständig glätten, um dann sogleich seitlich weit ausgeschlagen zu werden. Dabei kommt das 2. Paar nicht hinter, sondern vor das 1. zu liegen. Diese Haltung wird längere Zeit beibehalten.

45 Min.: Das Tempo der Häutung verlangsamt sich, die Anstrengungen des Tieres, die Aktion vorwärts zu treiben, haben sich aber wieder verschärft. Augenscheinlich stößt die Befreiung der letzten Leibessegmente auf Schwierigkeiten, weil das Tier in der Glasschale der im Kokon vorhandenen Widerlager entbehrt. Allmählich schrumpft die alte Haut aber auch über den letzten Tergiten und wird soweit zurückgeschoben, daß sie nur noch den Legeapparat, also den Stachel und die Legescheiden bedeckt.

50 Min.: Dorsal wird das letzte Segment einschließlich der Afterpartie frei, die Sternite bleiben noch vom 6. Segment ab bedeckt. Die abgestreifte Intima des Enddarms ist wie bei *H. fulvipes* (Abb. 34) an ihrem Besatz mit handförmigen, 3—4 μ langen und 4 μ breiten Skulpturen kenntlich. Über dem Legeapparat löst sich die alte Haut, im Unterschied zu ihrem Verhalten bei den übrigen Extremitäten wird sie aber nicht handschuhfingerartig umgestülpt.

53 Min.: Die letzten Sternite werden frei.

57 Min.: Unter strampelnden Bewegungen der Beine gleitet die Exuvie auch vom Stachel und den Legescheiden zurück. Sie hängt jetzt nur noch durch ein aus mindestens 3 Strängen bestehende Fädchen mit der Imago zusammen. Das mittlere Fädchen dürfte von den Stachelscheiden stammen, die beiden seitlichen von den Hüllen der Legescheiden, vielleicht auch von der Intima des letzten Stigmenpaares.

63 Min.: Die Häutung ist beendet. Die Wespe liegt wie erschöpft mit noch ventral untergeschlagenen Fühlern und Beinen flach auf dem Bauch. Die Flügel sind noch nicht wieder zurückgeschlagen. Das Tier erinnert in seiner Haltung an ein mit eingezogenem Fahrgestell am Boden liegendes Flugzeug. Unter normalen Verhältnissen, d. h. wenn die Häutung im Kokon erfolgt, kann die Wespe die Flügel nicht so weit vorschieben, die Tendenz dazu wird aber auch dann vorhanden sein. Auch dürfte der Hautwechsel normalerweise schneller verlaufen.

Nach der Häutung verläßt das Tier noch nicht sogleich den Kokon. Es ruht einige Zeit, in der Regel wohl 1—2 Tage. Inzwischen erhärtet die Körperdecke endgültig. Dann erzwingt sich die Wespe den Ausgang aus dem Gehäuse. Dabei hat sie zunächst den selbstgefertigten Kokon und anschließend den des Wirts zu öffnen. Beides geschieht mit Hilfe der Mundwerkzeuge. Die Mandibeln nagen am Vorderpol ein Loch, das weit genug ist, das Tier passieren zu lassen. Die sich dabei bildenden Späne bleiben im *Apanteles*-Kokon zurück. Sie sind mehrminder sichelförmig, 0,3—0,9 mm lang und 0,1—0,15 mm breit. Ihre Ränder sind ebenso wie die des Schlüpfloches gezackt (Abb. 35). Insofern besteht kein Unterschied zwischen *Hem. simillimus sulcatus* und *H. fulvipes* Grav., wohl aber in bezug auf die Lage des Ausgangs. Dieser findet sich bei *H. fulvipes* Grav. fast immer streng polar, bei *H. simillimus sulcatus* dagegen meistens subpolar (Abb. 36 A). Ausnahmen kommen vor (Abb. 36 B). In beiden Fällen ist die Öffnung genähert kreisförmig, und der Durchmesser beträgt knapp 1 mm. In seltenen Fällen ist das Schlüpfloch oval und dann bis zu 1,05 mm lang und 0,7 mm breit. Als eine für die starre, instinktmäßige Bindung des Tieres charakteristische Kuriosität sei erwähnt, daß die Wespe sich auch dann der mühseligen Arbeit des Aufknabberns eines Schlüpflochs unterzieht, wenn der Kokon durch Abschneiden des analen Pols bereits an einem Ende offen ist und das Tier durch einfaches Rückwärtsschreiten ins Freie gelangen könnte. Letzteres beobachteten wir bei *Hem. simillimus sulcatus* nur einmal. *H. fulvipes* Grav. verhält sich ebenso. Schon erwähnt wurde, daß beide Arten es nicht verstehen, den von *A. glomeratus* vorgebildeten Deckel des Verließes abzusprengen (s. Abb. 36 C). Nur der Erbauer weiß den Patentverschluß zu lösen.

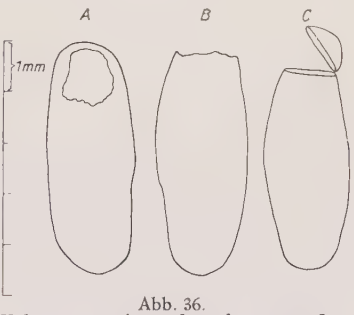


Abb. 36.
Kokons von *Apanteles glomeratus* L., A und B verlassen von *H. simillimus sulcatus*, C von *glomeratus* L. (C)

Eine der ersten Handlungen des Tieres nach Verlassen des Kokons ist das Entleeren des Enddarms. Zuweilen wird der Kot sogar noch innerhalb des Kokons ausgestoßen, die Abgabe kann aber ebenso wie bei *H. fulvipes* Grav. (Martelli 1907, S. 214) auch 10—20 Stunden auf sich warten lassen. Immer erfolgt sie spätestens, sobald das Tier Nahrung aufnimmt. Das Ausspritzen geschieht mit einer gewissen Vehemenz. Die Fäzes können sich dabei in 2—3 Tropfen aufgliedern. Der Kot ist kreideweiß. Er trocknet bald ein und erscheint dann unter dem Mikroskop als fein kristallinisches, in Wasser nicht lösliches Pulver. In Analogie zu den Verhältnissen bei anderen Hymenopteren dürften diese Exkremente zum guten Teil aus Uraten bestehen, also aus den Vasa Malpighi stammen. Bei *H. fulvipes* Grav. sollen die Exkremente nach Martelli (1907, S. 214) Moschusgeruch besitzen.

Sofort nach dem Schlüpfen beherrscht das Tier alle seine Möglichkeiten zur Ortsbewegung. Es kriecht, läuft, klettert und fliegt. Ebenso versteht es bereits die Technik der Putzbewegungen und macht davon ausgiebig Gebrauch (Blunck 1951, S. 353). Alsbald ist es auch zur Nahrungsaufnahme bereit. Nur die aktive geschlechtliche Betätigung läßt noch etwas auf sich warten. Die Weibchen können sich zwar schon am 1. Tag begatten lassen (Blunck 1951, S. 378), bei den Männchen sind aber die Geschlechtsprodukte erst nach 1—2 Tagen hinreichend gereift. Nach weiteren 1—2 Tagen beginnen die Weibchen mit der Eiablage (Blunck 1951, S. 383). Damit erst ist die Entwicklung des Tieres endgültig beendet.

E. Entwicklungsdauer und Zahl der Generationen

In der Entwicklungsdauer kommt *H. simillimus sulcatus*, so weit Einschlägiges bekannt geworden ist, den übrigen, bei *A. glomeratus* schmarotzenden *Hemiteles*-Arten gleich. Von der Eiablage bis zum Schlüpfen des Vollkerfs verstreichen in der Regel bei einer Durchschnittstemperatur von 15—17° rund vier Wochen. Das gleiche gilt für *H. fulvipes* Grav. Experimentell gewonnene Einzeldaten wurden bereits kürzlich mitgeteilt (BLUNCK 1951, S. 362—363, Tab. 6). Weitere sind nachstehend in Tab. 2 zusammengestellt. Als Gesamtentwicklungsdauer verzeichnete FAURE bei 28° für *H. areator* (Panz.) Grav. 34 und für *H. fulvipes* Grav. 15 bis 17 Tage, wovon 4 Tage auf das Ei- und 7 auf das Larvenstadium entfallen. PICARD (1922, S. 78) sah *H. fulvipes* Grav. im Juni in Montpellier schon nach 13 bis 16 Tagen, MARTELLI (1907, S. 216) die gleiche Art in Italien im März-April nach 30 und im Mai-Juni nach 23 Tagen schlüpfen. Im Herbst dauert die Entwicklung länger. Bei *H. fulvipes* Grav. überwintert die Larve, wie schon MARTELLI (1907, S. 216) wußte, im Kokon. *H. simillimus sulcatus* verhält sich ebenso. Das Tier fällt dann in vita minima, erwacht aber verhältnismäßig leicht und läßt sich daher im geheizten Laboratorium auch in jedem Wintermonat zum Schlüpfen bringen.

Über die Zahl der Generationen können wir keine verbindlichen Aussagen machen. Es ist möglich, daß sie ebenso wie bei *A. glomeratus* bei uns im allgemeinen zwei und in wärmeren Gebieten entsprechend mehr beträgt. Wahrscheinlich liegt sie aber etwas darüber. *H. simillimus sulcatus* entwickelt sich nämlich etwas schneller als *A. glomeratus*. Die Dinge liegen bei dieser Art also wohl ähnlich wie bei *H. fulvipes* Grav., für den FAURE (1926, S. 155) im Klima von Lyon mindestens 7 bis 8 und MARTELLI (1907, S. 216) in Italien bis zu 10, GYÖRFI (1941, S. 111 bis 112) für Ungarn mehrere Generationen rechnet. Diese Spezies fliegt in Italien nach MARTELLI (1907, S. 213) ab Anfang April, um noch im gleichen Monat das Maximum der Flugdichte zu erreichen. Bei Lyon erscheint die Art einerseits im Frühjahr schon vor *A. glomeratus* und ist dort andererseits noch im Dezember bei der Eiablage zu treffen. Wenn *H. simillimus sulcatus* mehr Generationen als *A. glomeratus* hervorbringt, wird er schwerlich nur bei diesem parasitieren. Damit würde vielleicht verständlich, daß die Art einen unverhältnismäßig langen Legestachel besitzt und im allgemeinen nicht häufig als Parasit des Braconiden getroffen wird. Bei dem 1945 in und bei Bonn registrierten Massenauftreten müssen also besondere Bedingungen vorgelegen haben, über die sich vorläufig um so weniger etwas aussagen läßt, als weitere Wirte für *H. simillimus sulcatus* noch nicht bekannt geworden sind.

F. Schlüpfstunden und Schlüpffolge von *Hemiteles simillimus sulcatus* und einigen anderen Parasiten von *Apanteles glomeratus* L.

Wie bei manchen anderen Insekten ist das Erscheinen der Vollkerfe von *H. simillimus sulcatus* an bestimmte Tagesstunden gebunden. Viele Fliegen schlüpfen unseren Beobachtungen nach in den frühen Morgenstunden. Ebenso verhalten sich manche Schmetterlinge, z. B. *Pieris brassicae* L. (eigene Beob.) und *Bombyx mori* L. (GYÖRFI 1948, S. 7 bis 8). Andere, wie *Smerinthus (Dilina) tiliae* L., sollen mittags (GYÖRFI l. c.), noch

Tabelle 2

Dauer der Metamorphose und ihrer Stadien bei *Hemiteles simillimus sulcatus*

Kultur Nr.	Eiablage	Schlüpfen d. Larve	Embryonalzeit i. Tg	beobachtete Häutungen d. Larve	Ende d. Fraßperiode	Abstoßen des Larvenkots	Verpuppung	Larvendauer i. Tg	Flug z. Imago	Puppendauer i. Tg	Gesamte Metamorphose ab Eiablage Tage	Gesamte Metamorphose ab Eiablage Temperatur	Geschlecht
50/257	25.—26. 3. 50	28. 3.	2—3	—	6. 4.	16.—18. 4.	20. 4.	23	1. 5.	11	36—37	13—17,1—22°	♂
50/258	25.—26. 3.	28. 3.	2—3	31. 3., 2. 4., 4. 4., 6. 4.	8. 4.	17.—18. 4.	20. 4.	23	30. 4.	10	35—36	13—17,1—22°	♂
50/288	1.—2. 4.	5. 4.	3—4	7. 4., 8. 4., 9. 4., 10. 4.	11. 4.	20. 4.	22. 4.	17	2. 5.	10	30—31	13—17—22°	♂
50/325	11.—12. 4.	15. 4.	3—4	—	25. 4.	2. 5.	4. 5.	19	12. 5.	8	30—31	13—17,2—22°	♂
50/202	17.—18. 3.	20. 3.	2—3	—	?	4. 4.	6. 4.	17	14. 4.	8	27—28	14—17,1—22°	♂
50/227	20.—21. 3.	?	?	27. 3., 28. 3., 30. 3., 31. 3.	?	7. 4.	8. 4.	?	17. 4.	9	27—28	14—17,5—22°	♂
50/261	25.—26. 3.	28. 3.	2—3	30. 3., 31. 3., 1. 4., 4. 4.	5. 4.	10. 4.	13. 4.	16	21. 4.	8	26—27	14—17,4—22°	♂
50/279	30.—31. 3.	2. 4.	2—3	4. 4., 6. 4., 7. 4., 8. 4.	9. 4.	14. 4.	16. 4.	14	25. 4.	9	25—26	14—17—22°	♂
50/267	26.—28. 3.	?	?	31. 3., 2. 4., 3. 4., 5. 4.	6. 4.	10. 4.	12. 4.	?	21. 4.	9	25—26	14—17,3—22°	♂
50/259	25.—26. 3.	28. 3.	2—3	—	3. 4.	7. 4.	9. 4.	12	20. 4.	11	25—26	14—17,3—22°	♂
50/233	21.—22. 3.	?	?	—	?	3. 4.	5. 4.	?	14. 4.	9	23—24	14—17,7—22°	♂
50/301	3.—4. 4.	6. 4.	2—3	—	?	24. 4.	27. 4.	21	7. 5.	10	33—34	13—17,1—22°	♀
50/234	21.—22. 3.	?	?	—	2. 4.	9. 4.	12. 4.	?	22. 4.	10	31—32	14—18,1—22°	♀
50/188	15.—16. 3.	?	?	—	?	1. 4.	3. 4.	?	13. 4.[1]	10	30—31	14—17—22°	♀
50/260	25.—26. 3.	28. 3.	2—3	—	6. 4.	12. 4.	15. 4.	18	25. 4.	10	30—31	13—17,2—22°	♀
50/240	22.—23. 3.	25. 3.	2—3	26. 3., 28. 3., 29. 3., 30. 3.	31. 3.	9. 4.	11. 4.	17	21. 4.	10	29—30	14—17,2—22°	♀
50/250	24.—25. 3.	26. 3.	1—2	31. 3., 1. 4., 2. 4., 4. 4.	5. 4.	11. 4.	13. 4.	18	23. 4.	10	29—30	14—17,4—22°	♀
50/309	5.—6. 4.	8. 4.	2—3	—	18. 4.	23. 4.	25. 4.	17	4. 5.	9	28—29	13—17,1—22°	♀
50/210	18.—19. 3.	?	?	—	?	4. 4.	5. 4.	?	15. 4.	10	27—28	14—17,1—22°	♀
50/312	6.—7. 4.	?	?	—	10. 4.	?	22. 4.	?	3. 5.	11	25—27	13—17,1—22°	♀

[1] 15. 4. Verlassen des Kokons.

andere, wie die Noctuiden, abends (GYÖRFI l. c.) erscheinen. Die Schlupfwespen halten sich nach GYÖRFI (l. c.) mehr an die Morgenstunden. Bei der Mehrzahl der *Apanteles*-Feinde gewannen wir den gleichen Eindruck. Das gilt auch für die *Hemiteles*-Arten. Ein zur Gewinnung exakter Daten durchgeführter Versuch hatte das in Abb. 37 niedergelegte Ergebnis. Es

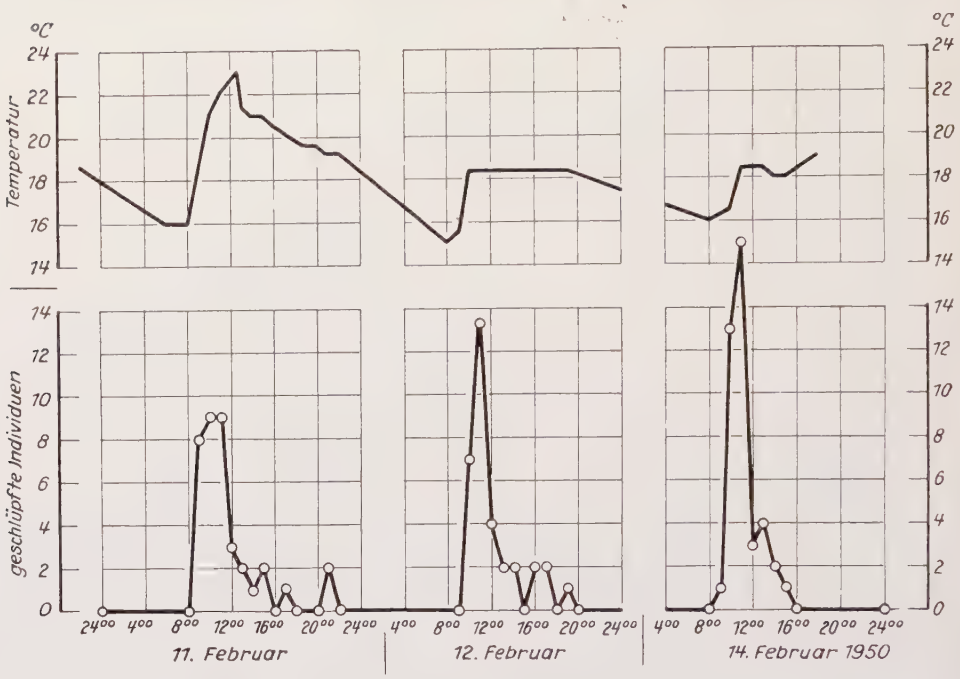


Abb. 37. ***Hemiteles fulvipes*** Grav. Schlüpfstunden der Imago

betrifft zwar nicht *H. simillimus sulcatus* sondern *H. fulvipes* Grav., beide Arten verhalten sich aber in dieser Beziehung im wesentlichen gleich. Die Abbildung besagt, daß von den 107 an den 3 Beobachtungstagen, nämlich am 11., 12. und 14. 2. 1950 — am 13. 2. wurde nicht registriert — erschienenen Wespen die weitaus meisten, nämlich 83, ihren Kokon zwischen 8 und 12 Uhr verlassen haben. Die 24 übrigen erschienen mit 2 Ausnahmen zwischen 12 und 19 Uhr, die beiden restlichen zwischen 20 und 22 Uhr. In den eigentlichen Nachtstunden kam somit keine Wespe zum Schlüpfen.

Um festzustellen, ob der Schlüpfprozeß etwa durch das Sonnenlicht oder durch steigende Temperatur ausgelöst wird, wurde am 14. 2. ein bis zum 16. 4. 1950 laufender 2. Versuch angesetzt, bei dem rund 1000 *Apanteles*-Kokons, deren Insassen gerade mit dem Aufbruch begonnen hatten, in einen dunkel gehaltenen Thermostaten gebracht wurden. In diesem schwankte die Temperatur innerhalb eines Tages durchschnittlich um 1 bis 2 und maximal um 3°. Revidiert wurde bei Kerzenlicht und so, daß das Zuchtgefäß diesem möglichst wenig und nur auf ganz kurze Zeit ausgesetzt war. Aus diesem Grunde wurde nur dreimal täglich und zwar um 8, 14 und 20 Uhr revidiert. Zum Schlüpfen kamen *Apanteles glomeratus* L.,

H. fulvipes Grav., *H. simillimus sulcatus, Habrocytus poecilopus* Crawf., *Dibrachys cavus* Walk. und *Tetrastichus rapo* Walk. In Abb. 38 sind die Ausbeuten für drei Tage summiert, aber nach den drei Ablesezeiten getrennt eingetragen. Geringfügige Fehler in Form nicht genauer Einhaltung der Ablesezeiten blieben unberücksichtigt. In bezug auf *Dibrachys cavus* Walk. und *Tetrastichus rapo* Walk. ist der Maßstab in Rücksicht auf die hohen Schlüpfwerte auf ¼ verkleinert. Die Befunde besagen, daß bei allen Arten die meisten Individuen wiederum in den Vormittagsstunden erschienen. Der Unterschied gegenüber der Ausbeute in den Nachtstunden und am Nachmittag ist allerdings nicht so kraß wie bei dem bei Tageslicht durchgeführten Versuch, außerdem bei *A. glomeratus* und bei *T. rapo* geringer als bei den übrigen Arten. Die ständige Verdunkelung hat aber nicht ausgereicht, die Tendenz zur Einhaltung bestimmter Schlüpfstunden ganz zu löschen. Die Durchschnittstemperatur lag in der Nacht mit 18°—**20**°—22° um 1° niedriger als in den Vormittagsstunden (19°—**21**°—23°). Umgekehrt war die Höchsttemperatur in den Nachtstunden mit 19°—**22**°—24° um 1° höher als am Vormittag. Trotzdem schlüpften nachmittags weit weniger Wespen als vormittags.

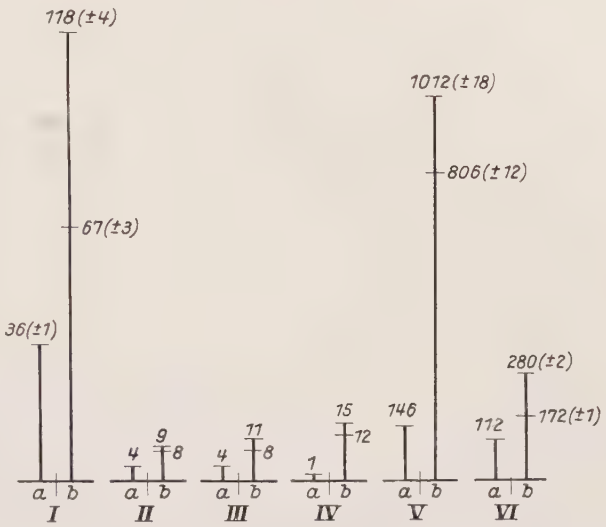


Abb. 38. Beziehung zwischen Schlüpfintensität und Uhrzeit bei ***Apanteles glomeratus*** L. und seinen Parasiten im verdunkelten Thermostaten bei $18^0 - 21^0 - 24^0$. Die Höhe der Säulen bezeichnet die Zahl der geschlüpften Individuen vom 14. 2 — 16. 4. 1950 a) von 20^{00} — 8^{00} und b) von $8^{00} - 20^{00}$ (unterer Abschnitt $8^{00} - 14^{00}$, oberer Abschnitt 14^{00} — 20^{00}) für I. ***A. glomeratus*** L., II. ***Hemiteles fulvipes*** Grav., III. ***H. simillimus sulcatus***, IV. ***Habrocytus poecilopus*** Crawf., V. ***Dibrachys cavus*** Walk., VI. ***Tetrastichus rapo*** Walk. — Maßstab bei V und VI auf 1/10 reduziert

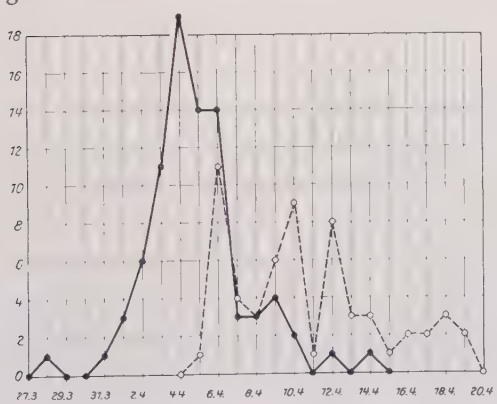


Abb. 39. ***H. simillimus sulcatus.*** Schlüpffolge der Männchen (ausgezogene Kurve) und der Weibchen (gestrichelte Kurve) bei einem im März 1946 bei Bonn in Form parasitierter Kokons von ***Apanteles glomeratus*** L. eingetragenen, im Laboratorium bei $11 - 14{,}6 - 18^0$ ausgebrüteten Material

Es ergibt sich somit, daß *H. simillimus sulcatus* und ebenso *H. fulvipes* Grav., *Habrocytus poecilopus* Crawf., *Dibrachys cavus* Walk. und *Tetrastichus rapo* Walk. gleichsinnig wie *Apanteles glomeratus L.* unabhängig von den Licht-

und Temperaturverhältnissen vormittags, und zwar wenigstens im Frühjahr hauptsächlich in der Zeit zwischen 8 und 12 Uhr schlüpfen. Die den Prozeß auslösenden Kräfte sind unbekannt.

Wie bei vielen Insektenarten erscheinen auch bei *H. simillimus sulcatus* die Männchen etwas früher als die Weibchen. Abb. 39 gibt dafür ein Beispiel. Das zugrunde liegende Material an *Apanteles*-Kokons stammt aus *Pieris brassicae* L. und war Ende März 1946 von einem Gartenzaun in Bonn am Rhein eingetragen. Von insgesamt 560 Kokons erwiesen sich 25 als von Vögeln ausgeraubt. 10 Kokons waren von *A. glomeratus*, 20 von Ichneumoniden (? *Hemiteles fulvipes* Grav.) und einer von Chalcididen verlassen. Die restlichen 504 waren beim Auffinden noch besetzt. Sie lieferten vom 28. 3. bis 15. 6. 44 *A. glomeratus*, 81 *H. fulvipes*, 10 *H. areator*, 132 *H. simillimus sulcatus*, 12 *Dibrachys cavus* und 7 *Tetrastichus rapo*, insgesamt also 286 Wespen. Die Bewohner der restlichen Kokons starben ab. Von den Toten entfielen, nach Stichproben zu urteilen, etwa 73 % auf *A. glomeratus* und je etwa 12 % auf *H. simillimus sulcatus*, *H. fulvipes* und *Dibrachys cavus*. *H. simillimus sulcatus* begann am 28. 3. mit dem Schlüpfen. Bis zum 5. 4. erschienen weit überwiegend Männchen, alsdann bis zum 14. 4. beide Geschlechter und in der Folge, d. h. bis zum 19. 4., nur noch Weibchen. Andere Zuchten ergaben gleichsinnige Bilder. Ebenso wie *H. simillimus sulcatus* verhielten sich dabei in bezug auf unterschiedliche Schlüpfzeit auch andere *Hemiteles*-Arten. Übrigens gibt FAURE (1926, S. 151 und 154) für *H. areator* (Panz.) Grav. und für *H. fulvipes* Grav. bereits entsprechende Daten.

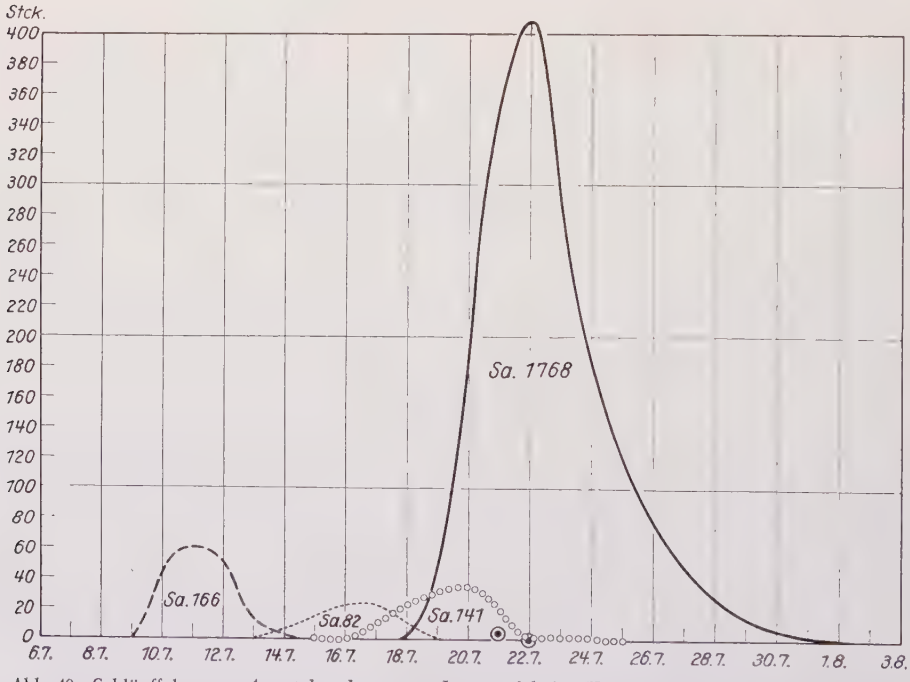


Abb. 40. Schlüpffolge von *Apanteles glomeratus* L. (gestrichelt), *Hemiteles fulvipes* Grav. (punktiert), *Hemiteles submarginatus* Bridg. (Kreis mit Punkt), *Habrocytus poecilopus* Crawf. (Kreise) und *Tetrastichus rapo* Walk. (ausgezogen) bei einem Anfang Juli 1945 in Marne/Holstein eingetragenen Kokon-Material der Frühjahrsbrut von *Apanteles glomeratus* L. aus *Pieris brassicae* L.

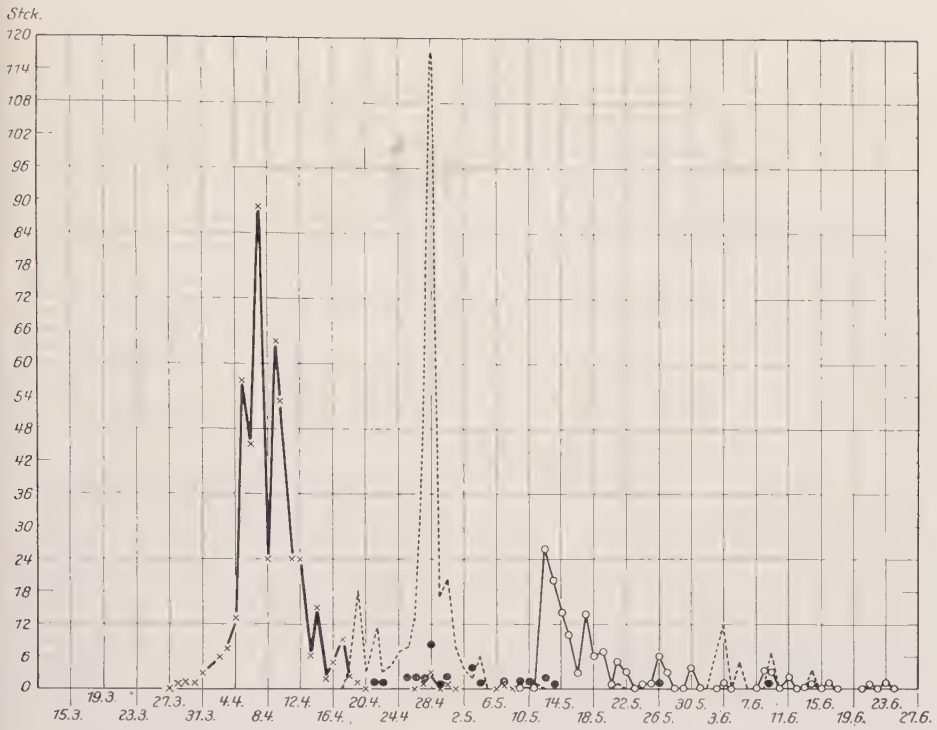


Abb. 41. Schlüpffolge von ***Apanteles glomeratus L.*** (schwarze Kreise), ***Hemiteles fulvipes*** Grav. (dick ausgezogen, mit Kreuzen), ***Dibrachys cavus*** Walk. (gestrichelt) und ***Tetrastichus rapo*** Walk. (dünn ausgezogen, mit weißen Kreisen) bei einem überwinterten, im März 1945 in Marne/Holstein eingetragenen Material von ***Apanteles***-Kokons aus ***Pieris brassicae*** L.

Schon lange ist uns aufgefallen, daß die Parasitengarnitur von *A. glomeratus* dessen Konkons in streng gesetzmäßiger Folge räumt. Die einzelnen Spezies unterscheiden sich also in der Entwicklungsdauer und in den Flugzeiten. An anderer Stelle sind wir auf diese Verhältnisse näher eingegangen (Reisebericht Marne 1945, im Manuskript zugänglich). Hier sei nur kurz registriert, daß im Sommer regelmäßig *A. glomeratus* zuerst erscheint, daß dann die Ichneumoniden folgen, voran die häufigste Art, also *H. fulvipes* Grav., und daß diesen sich die Chalcididen in der Reihenfolge *Habrocytus poecilopus* Crawf., *Dibrachys cavus* Walk. und *Tetrastichus rapo* Walk. anschließen. Etwas anders ist das Bild bei der zu Lasten der im Herbst gebildeten Kokons von *A. glomeratus* lebenden Parasitengarnitur. Diese schlüpft nämlich in zwei durch den Winter getrennten Schüben. Die Herbstschlüpfer halten dieselbe Folge ein wie im Sommer. Im Frühjahr verschiebt sich das Bild dadurch, daß auch ein gewisser Prozentsatz von *A. glomeratus* im Kokon als Larve überwintert und sich dann verzögert verpuppt. Seine Parasiten halten zwar dieselbe Folge ein wie im Sommer, sie bleiben aber dauernd mit *A. glomeratus* untermischt, und aller Schlupfzeit zieht sich weit länger hin als in den Sommermonaten. Die Abbildungen 40 und 41 geben diese Verhältnisse in zwei Beispielen wieder. In Abbildung 40 ist die Schlüpffolge einer Garnitur aus *Apanteles*-Kokon-Material festgehalten, das Anfang Juli 1945 in Marne (Holstein) eingetragen war und aus Frühjahrsbrut von *Pieris brassicae* stammte. Abbildung 41 wurde in gleicher Weise

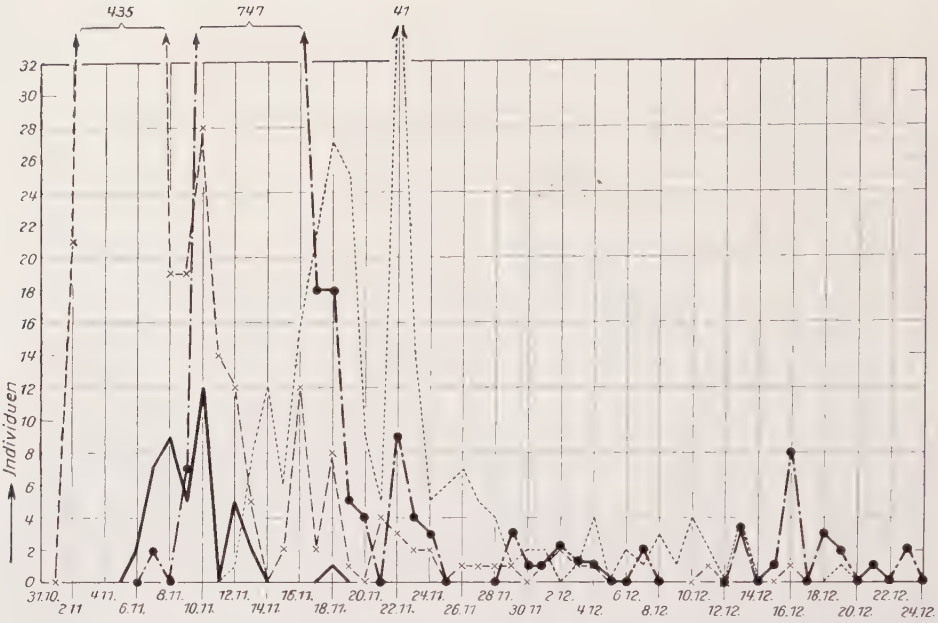


Abb. 42. Schlüpffolge von ***H. simillimus sulcatus*** (ausgezogen), ***Hemiteles fulvipes*** Grav. (gestrichelt und Kreuze), ***Dibrachys cavus*** Walk. (gestrichelt und punktiert, schwarze Kreise) und ***Tetrastichus rapo*** Walk. (punktiert) bei einem am 15.10. 1930 in Wensin/Holstein eingetragenem Kokon-Material der Sommerbrut von ***Apanteles glomeratus*** L. aus ***Pieris brassicae*** L.

gewonnen, das Ausgangsmaterial war aber bereits im März 1945 dort besorgt. Es handelte sich dabei also um im Sommer 1944 auf Kosten der zweiten Generation von *P. brassicae* herangewachsene, noch im gleichen Jahr parasitierte *Apanteles*-Brut, die dann im Kokon überwintert hatte. In beiden Fällen war *H. simillimus sulcatus* in den Garnituren nicht vertreten. Die Art fügt sich aber der für die anderen von uns beobteten Spezies der Gattung *Hemiteles* aufgestellten Regel ein, d. h. sie erscheint mit diesen vor dem Gros der Chalcididen und etwa gleichzeitig mit *H. fulvipes* Grav., zuweilen ein wenig später. Als Beispiele für den Normalfall

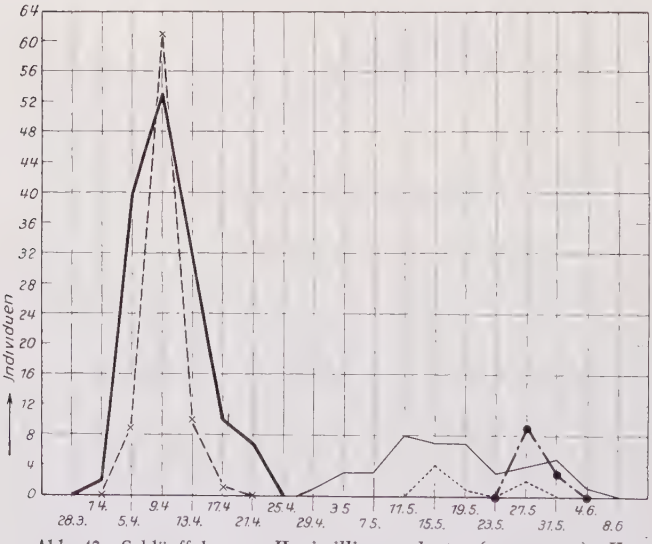


Abb. 43. Schlüpffolge von ***H. simillimus sulcatus*** (ausgezogen), ***Hemiteles fulvipes*** Grav. (gestrichelt und Kreuze), ***Dibrachys cavus*** Walk. (gestrichelt und punktiert, schwarze Kreise) und ***Tetrastichus rapo*** Walk. (punktiert) bei einem überwinterten, im März 1945 in Bonn eingetragenen Kokon-Material der Sommerbrut von ***Apanteles glomeratus*** L. aus ***Pieris brassicae*** L.

geben wir die Abbildungen 42 und 43. Abbildung 42 erläutert die Schlüpffolge der Ichneumoniden und der Chalcididen, die aus etwa 3000 am 15. Oktober 1930 in Wensin in Holstein neben einem schwer von *P. brassicae* befressenen Steckrübenschlag eingetragenen *Apanteles*-Kokons bis zur Jahreswende erschienen. 131 Kokons waren bereits vor dem Eintragen geräumt oder ausgeräubert. Um das Bild nicht unübersichtlich zu machen, wurden in dieses ein am 24. 10. geschlüpftes Männchen von *A. glomeratus*, 95 zwischen dem 3. und 29. 11. erschienene *H. areator* (Panz.) Grav., 110 zwischen dem 5. 11. und 23. 12. registrierte *Habrocytus poecilopus* Crawf. und einige seltenere Arten nicht mit aufgenommen. Die Abbildung 43 ist an Hand des schon erwähnten (s. S. 458), Ende März 1945 in Bonn a. Rh. eingetragenen Materials gefertigt. Aus dem gleichen Grunde wie bei Abbildung 42 wurden neun zwischen dem 6. und 12. April geschlüpfte Stücke von *Leptocryptus brevis* Thoms. nicht berücksichtigt. Beide Bilder bringen wieder zum Ausdruck, daß die Hauptschlüpfperiode der Ichneumoniden der der Chalcididen vorangeht. Diese Erscheinung hängt mit den Lebensgewohnheiten der Arten zusammen. Wir haben das an anderer Stelle (Reisebericht Marne 1945, im Manuskript zugänglich) teilweise belegt, müssen aber in bezug auf manche Einzelheiten auch heute noch die Erklärung schuldig bleiben.

Schrifttum

Bischoff, H.: Biologie der Hymenopteren. Eine Naturgeschichte der Hautflügler. Biologische Studienbücher *5*, 598 S., Berlin 1927.

Blunck, H.: Zur Kenntnis der Hyperparasiten von *Pieris brassicae* L. 1. Beitrag: *Mesochorus pectoralis* Ratz. und seine Bedeutung für den Massenwechsel des Kohlweißlings. Zeitschr. angew. Entom. *30*, 418—491, 1944.

— — Zur Kenntnis der Hyperparasiten von *Pieris brassicae* L. 3. Beitrag: *Hemiteles simillimus* Taschb. nov. var. *sulcatus* Kennzeichen und Verhalten der Vollkerfe. Zeitschr. angew. Entom. *32*, 335—405, 1951.

— — Zur Kenntnis der Hyperparasiten von *Pieris brassicae* L. 4. Beitrag: *Gelis* cf. *transfuga* Först. Zeitschr. angew. Entom. *33*, 217—267, 1951.

Boas, J. E.: Über einen eigentümlichen Sack, in dem gewisse Ichneumonidenpuppen stecken. Zool. Jahrb. Abt. System. *25*, 321—328, 1907.

*)Chewyreuw, Iv.: Oviposition in Ichneumon Flies. C. R. Soc. Biol. Paris *74*, 695—697 (1913). (Ref.: Journ. Roy. Microsc. Soc., 385, London 1913.)

Faure, J. C.: Contribution à l'étude d'un complexe biologique: la Piéride du chou (Pieris brassicae L.) et ses parasites hyménoptères. Faculté Sci. Univ., 221 S., Lyon 1926. (Ref.: Rev. appl. Entom. Ser. A, *14*, 516, 1926).

Györfi, J.: Fürkészdarázs kutatásaim eredménye, különös tekintettel a mellékgazda kérdésre. (Die Ergebnisse meiner Schlupfwespenforschung mit besonderer Berücksichtigung der Zwischenwirtfrage.) Erdészeti Kisérletek *44*, 1—235, 1941.

— — A világosság és a fény hatása a rovarokra. Einfluß des Lichtes auf Insekten. Erdészeti Kisérletek *48*, Sonderdruck, 8 S., 1948.

Martelli, G.: Contribuzioni alla biologia delle *Pieris brassicae* L. e di alcuni suoi parassiti ed iperparassiti. Boll. Lab. Zool. Gen. Agrar. R. Sc. Sup. Agric. Portici, 170—224, 1907.

Ratzeburg, J. T. C.: Die Ichneumonen der Forstinsekten. *1*, Berlin 1844, *2*, Berlin 1848, *3*, Berlin 1852.

Rengel, C.: Über den Zusammenhang von Mittel- und Enddarm bei den Larven der Hymenopteren. Zeitschr. wiss. Zool. *75*, 221—231, 1903.

Stellwaag, F.: Die Schmarotzerwespen (Schlupfwespen) als Parasiten. 100 S., Verlag Paul Parey, Berlin 1921.

Weber, H.: Lehrbuch der Entomologie. 726 S., Verlag Gustav Fischer, Jena 1933.

*) Die Arbeit war dem Verfasser nur im Referat zugänglich.

Aus dem Institut für Vorrats- und Pflanzenschutz (Pflanzenschutzamt), Berlin-Zehlendorf.

Die Nährpflanzen der Samenkäfer

Von

Friedrich Zacher, Berlin

Liste 1:

Verzeichnis der von den einzelnen Bruchiden-Arten befallenen Nährpflanzen

Die listenmäßige Erfassung der Bruchiden und ihrer Nährpflanzen wird dadurch sehr erschwert, daß ihre Systematik ganz im Argen liegt. Die Gattungseinteilung ist noch ganz mangelhaft und die Synomymie der Gattungen und der Arten sehr verworren. Zwar hat Bridwell in neuerer Zeit wesentliche Beiträge hierzu durch einige Arbeiten geliefert, die sich aber in der Hauptsache nur auf die Fauna von USA beziehen. Es ist zweifellos, daß sowohl die europäischen wie die asiatischen und afrikanischen Bruchiden dringend einer Neubearbeitung bedürfen, die sicher zur Aufstellung neuer Genera führen wird, da sowohl die Gattung *Bruchidius* Schilski wie *Bruchus* L. s. l. sehr heterogene Elemente enthalten. Ebenso dürfte eine genauere Untersuchung ergeben, daß die bisher als *Callosobruchus chinensis* L. und *C. maculatus* F. bezeichneten Formen zu mehreren Arten gehören. Die Listen sind daher nur als erster Versuch zu werten, in der Fülle der Angaben über Nährpflanzen eine gewisse Ordnung zu bringen und einen Überblick zu ermöglichen.

Rhaebinae

Rhaebus Fischer

Rh. Mannerheimi Motsch.: Nitraria schoberi.

Bruchinae

Bruchus L. s. str.

Bruchus affinis Fröl.: Ulex parviflora, Lathyrus aphaca, odoratus, tuberosus, pratensis, latiflorus, sativus, silvestris, wagneri, Vicia sepium. — *B. affinis var. bedeli:* Ulex europaeus. — *B. altaicus* Fähr.: Vicia spec., Lathyrus tuberosus. — *B. atomarius* L.: Lathyrus montanus, pratensis, tuberosus, Orobus tuberosus (= Lathyrus montanus), Orobus vernus (= Lathyrus vernus), Vicia angustifolia, faba, pisiformis, sativa, sepium, Lens esculenta, Pisum sativum. — *var. sarothamni* Hoffm.: Sarothamnus scoparius. — *B. bracchialis* Fähr.: Vicia atropurpurea, caroliniana, sativa, cracca, dasycarpa, villosa, Lens esculenta. — *B. dentipes* Bdi.: Vicia hyrcana, faba, lutea, sativa. — *B. dentipes occhraceosignatus* Heyd.: Vicia lutea, sativa. — *B. emar-*

ginatus All.: Pisum arvense, sativum, Vicia peregrina, Lathyrus ochrous, hirsutus, Cicer arietinum. — *B. ervi* Froel. (sertata Ill.): Lathyrus latifolius, Lens esculenta. — *B. griseomaculatus* G.: Vicia gracilis, sepium, tetrasperma, Lotus uliginosus. — *B. hamatus* Mill.: Vicia sativa, spec. — *B. laticollis* Boh.: Lathyrus aphaca, Vicia spec. — *B. lentis* Fröhl.: Lens esculenta. — *B. luteicornis* Ill.: Lens esculenta, Lathyrus pratensis, sativus, Lathyrus spec., Vicia angustifolia, sativa. — *B. loti* Payk. (oxytropis Gbl.): Cytisus purpureus, Calystegia spec., Lathyrus pratensis, quadrimaculatus, tuberosus, Vicia silvatica (= Ervum silvaticum), Vicia tenuifolia, Lens esculenta, Lotus corniculatus, Oxytropis uralensis, Sophora spec. — *B. nubilus* Boh.: Vicia angustifolia, sativa, Lathyrus. — *B. pallidicornis* Schh. (*sertatus* Mts.): Lens esculenta, Lathyrus, Vicia. — *B. perezi* Kr.: Pisum sativum, Calycotome villosa, spinosa. — *B. pisorum* L.: Pisum sativum, elatius, arvense, Vicia faba, leucanthus, Lathyrus sativus, ? Phaseolus vulgaris, ? Cytisus. — *B. rufimanus* Boh.: Vicia sativa, leucosperma, vestita, monanthos, narbonensis, faba, hybrida, lutea, villosa, Lens esculenta, Pisum sativum, Lathyrus sativus. — *B. rufimanus var. velutinus* Mls. et Rey: Vicia vestita. — *B. rufipes* Hbst.: Vicia cracca, faba, ervilia, hirsuta, villosa, sativa, macrocarpa, Lathyrus odoratus. — *B. rufipes var. guttalis* Rey: Vicia angustifolia, Lathyrus spec. — *B. signaticornis* Gyll.: Lens esculenta, Vicia monanthos, Ceratonia siliqua. — *B. tessellatus* Muls. Rey: Cytisus triflorus (?), Albizzia lebbek. — *B. tristiculus* Fähr.: Lathyrus annuus, cicera, hirsutus, latifolius, odoratus, ononis, quadrimaculatus, tingitanus, sativus, Lupinus albus, termis, Lens esculenta, Cicer arietinum, Vicia sativa. — *B. tristis:* Boh.: Pisum arvense, Vicia faba, ervilia spec., Lathyrus sativus. — *B. ulicis* Mts.: Vicia ervilia, sativa, Ulex europaeus, parviflora, Calycotome spinosa, Lens esculenta, Pisum sativum. — *B. ulicis vavilowi* Baeckm.: Vicia ervilia. — *B. venustus* Fähr.: Lathyrus spec., Ulex provincialis (?). — B. *viciae* Ol.: Lathyrus articulatus, sylvestris, (Orobus) niger, Vicia sepium, tenuifolia, villosa, Bohnen (?).

Bruchus L. s. l.

Bruchus abutilonis Mts.: Hibiscus palustris, Abutilon spec. — *B. albocallosus* Pic.: Cajanus indicus. — *B. alboscutellaris* Horn.: Ludwigia alternifolia, palustris, Glycyrrhiza lepidota, Abrus precatorius (?). — B. *albosparsus* Fahr.: Dicnostachys glomerata, Acacia spec., Indigofera arrecta, emarginella. — *B. alticola* Shp.: Cassia spec. — *B. arizonensis* Schffr.: Prosopis glandulosa. — *B. atronotatus* Pic.: Lithraea brasiliensis. — *B. batrianus* Pic.: Mimosoideae. — *B. barcaenae* Dug.: Barcena guanajuatensis. — *B. bicoloripes* Pic.: Cassia splendida, stenocarpa, Enterolobium timbouva? — *B. biplagiatus* Gyll.: Inga melaleuca. — *B. bisbimaculatus var. immaculatus* Pic.: Acacia spec. — *B. bisignatus* Horn.: Desmanthus (Acuan) virgatus, illinoiensis. — *B. bivulneratus* Horn.: Cassia marilandica. — *B. bondari* Pic.: Cassia splendida. — *B. carneofasciatus* Pip.: Mimosoideae. — *B. catenulatus* Gyll.: Convolvulus spec. — *B. cearanus* Pic.: Acacia spec. — *B. cinerifer:* Mimosa spec. — *B. clitellarius* Fähr.: Dahlbergia spec., Pithecelobium spec., Acacia. — *B. compressicornis* Schffr.: Desmanthus (Acuan) illinoiensis. — *B. crassicornis* Pic.: Sweet beans. — *B. crotonae* Schh.: Croton spec. — *B. cruciatus* Humm.: Clitoria spec. — *B. crucifer* Bondar: Cassia spec. — *B. (Sennius) cruentatus* Horn.: Cassia chamaecrista, Parkinsonia spec. — *B. curvi-*

thorax Pic.: Acacia hebeclada. — *B. desertorum* Lec.: Prosopis (Strombocarpa) pubescens, Prosopis spec. — *B. discolor* Horn.: Cassia roemeriana, Prosopis spec., Parkinsonia spec. — *B. distinguendus* Horn.: Tephrosia (Cracca) virginiana, Rhynchosia latifolia. — *B. elegans* Blch.: Lithraea caustica, Schinus molle, Kleesamen? — *B. erythraeus* Pic. var. *speculiferus* Pic.: Cajanus indicus. — *B. exilis* Stev.: Hedysarum? — *B. exiguus* Horn.: Amorpha fruticosa. — *B. fallax* Schh.: Cassia. — *B. ferrugineipennis* Blch.: Cassia spec. — *B. flavicornis* Shp.: Abutilon holosericeum. — *B. fraterculus* Horn.: Abrus precatorius? — *B. fulvipennis* Pic.: Cassia spec. — *B. gagatus* Pic.: Stryphnodendron barbatimao. — *B. glycinae* Fähr.: Glycine spec. — *B. halimodendri* Mts.: Halimodendrum argenteum. — *B. (Althaeus) hibisci* Ol.: Hibiscus militaris, palustris, Abutilon moschatus. — *B. horni* Pic.: Amorpha fruticosa. — *B. (Abutiloneus) idoneus* Bridw.: Abutilon berlandieri, lignosum. — *B. indigoferae* Schh.: Indigofera tinctoria. — *B. Ingae* Schh.: Inga spec. — *B. (Merobruchus) julianus* Horn.: Acacia flexilis, Siderоxylon (Siderocarpus) flexicaule. — *B. lapsanae* Mts.: Lapsana spec. — *B. lateapicalis* Pic.: Cassia bicapsularis, splendida. — *B. leguminarius* Schoenh.: Trifolium spec. — *B. leprieuri* Jacq.: Astragalus pulcher. — *B. leucogaster* Blch.: Trifolium spec. — *B. leucopygius* Pty.: Cassia. — *B. longesculus* Pic.: Prosopis strombulifera. — *B. longicollis* Horn.: Canavalia spec. — *B. longipennis* Pic.: Acacia horrida, Prosopis spec. — *B. longistilus* Horn.: Desmodium virginianum. — *B. lojaensis* Pic.: Mimosoideae. *B. maculipyga* Champ.: Acacia pennata, gagiana, tortilis. — *B. maculatipes* Pic.: Vicia cracca. — *B. maculatithorax* Pic.: Dalbergia paniculata. *B. melanocephalus* Schh.: Cassia, Adesmia. — *B. minutissimus* Mtsch.: Desmodium triquetrum. — *B. myobromae* Mts. (= marginalis F.?): Astragalus (Myobroma) utrigera. — *B. natalensis* Pic.: Parkinsonia spec. — *B. nescius* Schh.: Cassia. — *B. nictitans* Mts.: Cassia nictitans. — *B. nigrinus* Horn.: Astragalus spec. — *B. ochraceicolor* Pic.: Vicia spec. — *B. ochrolineatus* Fall.: Mimosa fragrans. — *B. pauperculus* Lec.: Mimosa triuncifera. — *B. petechialis* Gyll.: Acacia spec. — *B. picturatus* Fald.: Inga, Acacia, Prosopis alba, algarobilla, humilis, nigra. — *B. pinetorum* Mts.: Pinus maritima (?) — *B. placidus* Horn.: Lysiloma thornberi. — *B. (Algarobius) prosopis* Lec.: Prosopis glandulosa, juliflora, velutina, Prosopis (Strombocarpa) spec., Hymenaea courbaril, Acacia confusa. — *B. ptilinoides* Fald.: Acacia. — *B. (Stator) pruininus* Horn.: Robinia pseudocacia, Acacia confusa, constricta, melanoxylon, Desmanthus virgatus, Leucaena glauca, Glycine hispida, Olneya tesota, Acacia decurrens, koa, melanoxylon, Sesbania sesban, Cassia, Acuan, Albizzia, Soja, Erythrina spec. — *B. puncticollis* Fähr.: Maina brasiliensis. — *B. pusillimus* Shp.: Trifolium pratense. — *B. quadridentatus* Schaeff.: "Tenaza" pod. — *B. quadrisignatus* Fhs.: Acacia aff. pennata. — *B. rouyeri* Pic.: Tephrosia purpurea. — *B. rufoplagiatus* Fähr.: Cassia spec., Caesalpinia spec. — *B. rufulus* Fähr.: Acacia horrida, Pithecolobium versicolor, Albizzia versicolor. — *B. (Mimosestes) sallaei* Shp.: Acacia farnesiana, amentacea, tortuosa, Prosopis chilensis (juliflora), Caesalpinia coriaria, Gleditschia triacanthos, Ceratonia siliqua. — *B. schrankiae* Horn.: Astragalus canadensis, Mimosa borealis, Schrankia uncinata. — *B. signatopygus* Pic.: Acacia aff. pennata. — *B. silaceus* Fähr.: Acacia spec. — *B. sinensis* Pic.: Gleditschia. — *B. spadiceus* Fähr.: Acacia spec. — *B. spur-*

[illegible] Pic.: [illegible]. — B. [illegible] Pic.: Desmodium [illegible]. — B. subtriangulum Pic.: Cassia spec. — B. submaculatum Pic.: Mimosa spec. — B. [illegible] Fåhr.: Acacia [illegible] spec. [illegible]. — B. subrosum Mot.: Prosopis alba, Cajanus indicum. — B. subsuturale Pic.: Caesalpinia indica. — B. submajorinus Pic.: Albizzia. — B. teneriffae Steev.: Spartium. — B. terrenus Sharp: beans, Albizzia julibrissin. — B. [illegible] Pic.: Cassia spec. — B. [illegible]: Calycotome spinosa. — B. transversoguttatum Fåhr.: Cassia spec. — B. uberatum Fåhr.: Albizzia amara, odoratissima, stipulata, Acacia modesta, Prosopis juliflora, Dalbergia paniculata, [illegible]. — B. (Caryedon) ulexi Horn: Cercidium [illegible]. — B. [illegible] Lec.: Prosopis [illegible], glandulosa, juliflora, pubescens, Prosopis (Strombocarpa) spec. — B. [illegible] Pic.: Prosopis alba, [illegible]. — B. [illegible] Gyll.: Glycyrrhiza glabra, Sesbania aculeata, aegyptiaca. — B. versicolor Boh.: Psoralea argentea. — B. [illegible] Pierce: Gossypium spec. — B. vicinus Gyll.: Bohnen, Vigna unguiculata, Dolichos lablab. — B. viduus var. subterraneum Pic.: Voandzeia subterranea. — B. virginiae Mot.: Virgilia [illegible]. — B. [illegible] Pic.: Acacia. — B. spec.: Albizzia amara, stipulata, Acacia [illegible], polyphylla, [illegible], Mimosa pudica, [illegible], Cassia [illegible], Caesalpinia [illegible], Bauhinia spec., Indigofera [illegible], Hedysarum [illegible], Desmodium [illegible], Tephrosia [illegible], [illegible], Trigonella [illegible], Prosopis spec.

Bruchidius Schilsky

Bruchidius albosparsus All.: Cicer arietinum, Pisum arvense, sativum. — Br. [illegible] Pic.: Trifolium alexandrinum. — B. algiricus All.: Vicia faba, [illegible]. — Br. [illegible] Pic.: Acacia [illegible]. — B. [illegible] Fåhr.: Genista. — Br. angustifrons Schilsky: Sesbania aegyptiaca. — B. astragali Boh.: Astragalus ponticus. — Br. astragali var. [illegible]: Astragalus ponticus. — B. [illegible]: Acacia [illegible]. — B. [illegible] Pic.: Acacia [illegible]. — B. [illegible] DF.: Cicer [illegible], Bupleurum falcatum, [illegible]. — B. [illegible] DF.: Medicago [illegible], Lotus [illegible], Vicia [illegible] villosa, Astragalus sp. — B. [illegible] Kr.: Astragalus [illegible]. — B. [illegible] var. [illegible] All.: Astragalus [illegible]. — B. [illegible] Gyll.: Eryngium campestre, maritimum, [illegible]. — B. [illegible] var. [illegible]: Eryngium spec. [illegible] — B. cisti Payk.: Cytisus spec., Onobrychis viciifolia, Robinia pseudacacia, Sarothamnus scoparius, Laburnum [illegible], Genista [illegible], Helianthemum spec.? — B. [illegible]: Desmodium (Meibomia) [illegible], Lespedeza [illegible]. — B. debilis Gyll.: Lotus corniculatus, Cytisus [illegible], Sarothamnus scoparius. — B. [illegible] Gyll.: Lotus [illegible]. — B. [illegible] Fåhr.: Gleditschia triacanthos, japonica. — B. fasciatus DF.: Cytisus [illegible], capitatus, scoparius (= Sarothamnus scoparius), sessilifolius, Genista [illegible], Laburnum vulgare (= anagyroides), Spartium junceum, Robinia pseudacacia, Vicia villosa. — B. [illegible] Gyll.: Sarothamnus scoparius. — B. glaber Gyll.:

Onobrychis sativa, Hedysarum coronarium, spinosissimum, flexuosum. — *B. germari* var. *discipennis:* Lupinus luteus. — *B. germari* var. *histrio* Boh.: Lupinus spec., Lathyrus sativus. — *B. gilvus* Gyll.: Hedysarum spec. — *B. halodendri* Gyll.: Glycyrrhiza glabra, glandularis, Halimodendron argenteum, Robinia halodendri. — *B. halodendri* var. *glycyrrhizae* Stev.: Glycyrrhiza. — *B. holosericeus* Schh.: Bangos phoeniculata, Lathyrus latifolius. — *B. imbricornis* Pk.: Trifolium liniifolia, Galega bicolor, officinalis, Vicia spec., Genista liniifolia, cinerea, imbricornis. — *B. incarnatus* Schn.: Lens esculenta, Pisum sativum, Vicia faba, sativa, Cicer arietinum. — *B. jocosus* Schönh. (longicornis Germ., germari Schills.): Cicer arietinum. — *B. laticollis* Boh.: Lotus corniculatus. — *B. lividimanus* Gyll.: Cytisus albus, battanderi, liniifolius, Ononis viscosa, natrix, Genista anglica, Cytisus austriacus, proliferus, scoparius, stenopetalus, Ulex europaeus, Sarothamnus scoparius, Spartium junceum, Calycotome spinosa. — *B. villosus* F.: Calycotome spinosa, Laburnum alpinum, Cytisus andreana, austriacus, biflorus, capitatus, elongatus, grandiflorus, laburnum (= Laburnum vulgare), liniifolius, lusitanicus, pendulinus, purpureus, scoparius (= Sarothamnus scoparius), sessilifolius, weldonii, Genista spec., anglica, canadensis, cinerea, tinctoria, Laburnum alpinum, vulgare (= anagyroides), Petteria ramentacea, Podocytisus (= Laburnum) spec., Spartium junceum. — *B. lividimanus* var. *velaris* Fähr.: Spartium junceum, Calycotome spinosa. — *B. lividimanus* var. *plumbeus:* Ononis natrix, viscosa. — *B. lividimanus* var. *retamae:* Cytisus sessilifolius. — *B. longus* Pic.: Astragalus monsspessulanus. — *B. maculipyga* Champ.: Acacia catechu, gagiana, tortilis. — *B. marginalis* F.: Astragalus glyciphyllos, ramosus, Vicia spec., Oxytropis pilosa, (Verbascum??). — *B. mulsantii* Bris.: Cytisus proliferus, Oxytropis pilosa (?). — *B. murinus* Boh.: Pisum arvense, Vicia angustifolia (?). — *B. nanus* Germ.: Cupressus funebris (??), Spartium junceum, Calycotome spinosa (?). — *B. nudus* All.: Cytisus triflorus. — *B. notatus* Chujo.: Acacia confusa. — *B. olivaceus* Germ.: Onobrychis sativa. — *B. pauper* Boh.: Coronilla varia, Anthyllis vulneraria. — *B. perparvulus* Boh.: Trifolium fragiferum, incarnatum, striatum var. spinescens. — *B. peruanus* Pierce: Gossypium spec. — *B. pusillimus* Shp.: Trifolium pratense. — *B. pygmaeus* Boh.: Hedysarum coronarium, Lotus corniculatus. — *B. quinqueguttatus* Ob.: Vicia faba, sativa. — *B. sahlbergi* Schils.: Acacia farnesiana, spec. — *B. seminarius* L.: Ornithopus isthmocarpus, perpusillus, sativus, Lotus uliginosus. — *B. seminarius* var. *picipes* Grin.: Lotus corniculatus. — *B. sericatus* Grin.: Trifolium pannonicum, Hippocrepis comosa. — *B. stierlini* All.: Scorpiurus compressus. — *B. stylographus* Dan.: Calycotome spinosa (?). — *B. stylophorus* Dan.: Medicago turbinata. — *B. trifolii* Mts.: Trifolium alexandrinum, ochraceum, ochroleucum, pratense. — *B. unicolor:* Germ.: Medicago orbicularis, Onobrychis sativa, Vicia spec. — *B. varius* Ol.: Genista cinerea, liniifolia, Lotus corniculatus, Trifolium repens, liniifolia, stellatum, spec., Galega persica (= officinalis). — *B. velaris* Fähr.: Sparium junceum, Calycotome spinosa. — *B. zacheri* Pic.: Acacia hebeclada, nilotica. — *B. spec.:* Albizzia gamblei, Sophora japonica, Cytisus patens, Sesbania grandiflora, Alhagi camelorum, Desmodium elegans, pulchellum.

Acanthoscelides Schils.

Acanthoscelides alticola Shp.: Cassia occidentalis. — *A. amicus* Horn.: Parkinsonia microphylla, Prosopis juliflora, glandulosa, pubescens, velutina, Cercidium torreyanum, Acacia (Vachellia) farnesiana, Caesalpinia coriaria. — *A. armitagei* Pic.: Phaseolus vulgaris, Cajanus indicus. — *A. bixae* Drap.: Bixa orellana. — *A. centromaculatus* All.: Cassia abbreviata, spec. — *A. ceratioborus* Phil.: Prosopis siliquastrum, algarobilla, nigra, Acacia farnesiana, Caesalpinia brevifolia, Cordia trichotoma. — *A. dominicanus* Jek.: Acacia farnesiana, Caesalpinia coriaria, spec., trijuga, Ceratonia siliqua, Vicia sativa, Ochroma lagopus, Hymenaea courbaril, Prosopis juliflora, Sauvagesia erecta, Cybistax donnel-smithii. — *A. flexicaulis* Schfr.: Pithecolobium flexicaule. — *A. fraterculus* Horn.: Astragalus bisulcatus, Glycyrrhiza lepidota, Hedysarum boreale. — *A. griseolus* Fall.: Sesbania exaltata. — *A. julianus* Horn.: Pithecolobium spec., Acacia flexilis. — *A. limbatus* Horn.: Acacia aculeata, confusa, koa, farnesiana, Albizzia chinensis, lebbek, Cercidium torreyanum, Erythrina monosperma, Lysiloma thornberi, Pithecolobium dulce, Pithecolobium (= Samanea) saman, Sideroxylon flexicaule, Siderocarpus, Prosopis chilensis (= juliflora). — *A. mimosae* F.: Mimosa pudica, Cassia fistula, Phaseolus vulgaris, Vicia faba, Cicer. — *A. obreptus* Bridw.: Phaseolus lunatus, Vigna sinensis. — *A. obsoletus* Say.: Tephrosia (Cracca) spicata, virginiana, spec. — *A. obtectus* Say.: Astragalus spec., Albizzia spec., Glycine hispida, Lathyrus sativus, Mucuna pruriens, Cajanus indicus, Phaseolus aconitifolius, lunatus, multiflorus, mungo, vulgaris, coccineus, acutifolius latifolius, macrocarpus, calcaratus, aureus, Lens esculenta, Cicer arietinum, Vigna sesquipedalis, sinensis, (? Capparis oleidensis). — *A. obvelatus* Bridw.: Phaseolus vulgaris. — *A. ochreatus* Mts.: Vigna sesquipedalis, Acacia arabica. — *A. podagricus* F. (?): Ichthyomethia piscipula (Piscidia Erythrina). — *A. prosopis* Lec.: Prosopis pubescens, glandulosa, spec. — *A. protractus* Horn.: Prosopis glandulosa, juliflora, spec. — *A. pullus* Fall.: Astragalus douglasii. — *A. quadridentatus* Schaeff.: ? Rosa spez.?. — *A. schröderi* Pic.: Acacia arabica. — *A. semiconjunctus* Pic.: Calopogonium velutinum. — *A. spiniger* Baudi.: Caesalpinia praecox, Bohnen. — *A. spinipes* Er.: Acacia cavenia, farnesiana. — *A. trabuti* Caillol.: Vigna catjang, sinensis. — *A. terrenus* Shp.: Albizzia julibrissin. — *A. xanthopus* Suffr.: Cassia didymobothrya, Dombeya natalensis. — *A. aff. xanthopus* Suffr.: Peiranisia polyphylla?

Callosobruchus Pic.

Callosobruchus ademptus Shp.: Pueraria thunbergiana, hirsuta. — *C. analis* F. (*maculatus* F.) (= *quadrimaculatus* F.:) Cicer arietinum, Dolichos cyprus, lablab, Vigna sinensis, catjang, unguiculata, Phaseolus aureus, articulatus, acutifolius, mungo, radiatus, lunatus, vulgaris, Vicia faba, Cajanus indicus, Pisum sativum, Lens esculenta, Crotalaria, Abrus precatorius, Physostigma venosum. — *C. atrolineatus* Pic.: Medicago sativa, Dolichos lablab, cow-pea. — *C. chinensis* L.: Cajanus indicus, cajan, Cicer arietinum, Dolichos lablab, biflorus, Lathyrus sativus, Lens esculenta, Phaseolus aconitifolius,

angularis, articulatus, aureus, calcaratus, mungo, radiatus, vulgaris, Soja max (= Phaseolus mungo), Vicia faba, Vigna cylindrica, catjang, oligosperma, sinensis, sequipedalis, unguiculata, Pisum arvense, sativum. — *C. dolichosi* Gyll.: Dolichos lablab, spec. — *C. figuratus* Schh.: Convolvulus spec. — *C. glaber* All.: Cajanus indicus, Cicer arietinum, Dolichos biflorus, Phaseolus aureus, lunatus, mungo, radiatus, Voandzeia subterranea, Vigna catjang. — *C. marshalli* Pic.: Vigna sinensis. — *C. obscurus* Fähr.: Indigofera arrecta. — *C. ornatus* Boh.: Dolichos lablab, Cicer arietinum, Lens esculenta, Pisum sativum, spec., Phaseolus vulgaris, Vigna sinensis, Arachis hypogaea. — *C. phaseoli* Gyll.: Cicer arietinum, Dolichos lablab, Phaseolus lunatus, vulgaris, Pisum arvense, Vigna catjang, Cajanus indicus, Lupinus albus. — *C. phaseoli* Gyll. var.: Voandzeia subterranea. — *C. pulcher* Pic.: Cajanus sativus. — *C. rhodesianus* Pic.: Cajanus indicus. — *C. semiflabellatus* Pic.: Vigna sinensis. — *C. sinuatus* Fähr.: Cercis canadensis. — *C. theobromae* L.: Cajanus indicus, Dolichos lablab, Pisum sativum, Soja max (= Phaseolus mungo).

Cosmobruchus Bridw.

Cosmobruchus russelli Bridw.: Cosmos spec.?

Dahlibruchus Bridw.

Dalibruchus sharpianus Brdw.: Dahlia maxonii.

Megacerus Fähr.

Megacerus alternatus Brdw.: Ipomoea pes-caprae, biloba, fistulosa, tuberculata. — *M. bicolorinus:* Ipomoea spec. — *M. bipustulatus* F.: Ipomoea spec. — *M. cicatricosus* Schh.: Crotalaria volubilis, capensis. — *M. contaminatus* Shp.: Ipomoea stans. — *M. compactus* Shp.: Ipomoea spec. — *M. coryphae* Ol.: Ipomoea spec. — *M. discoideus* Say.: Ipomoea leptophylla. — *M. flabelliger bicolorinus* Pic.: *Ipomoea spec.* — *M. ipomae* Mts.: Ipomoea spec. — *M. laticornis* Blch.: Prosopis alba, Ipomoea purpurea. — *M. leucospilus* Shp.: Convolvulacee. — *M. leucosomus* Horn.: Ipomoea spec. — *M. maculiventris* Schh.: Convolvulus. — *M. pes-caprae* Fähr.: Ipomoea biloba, pes-caprae. — *M. seminulum* Horn.: Cnemidophacus pectinatus, Diholcos bisuleatus. — *M. testaceimembris* Pic.: Cassia medica. — *M. tricolor* Suffr.: Samen von Vitis. — *M. umbraculatus* Mts.: Convolvulus spec. — *M. verticalis* Pierce: Gossypium spec.? — *M. spec.:* Ipomoea sibirica.

Phelomerus Pic.

Phelomerus germainii Pic.: Parkinsonia aculeata, Cercidium australe. — *Ph. aberrans* Shp.: Cassia fistula, grandis, nodosa, javanica, moschata, Poinciana (Delonix) bicapsularis, Bohnen. — *Ph. lineola* Chevr.: Cassia ferruginea, grandis, Hymenaea rugosa. — *Ph. ochropygus* Pic.: Cassia grandis.

Caryedes Humm. (= Pseudopachymerus Pic.)

Caryedes atromaculatus Pic.: Bauhinia integerrima. — *C. bondari* Pic.: Bradburya (Centrosema)? — *C. brasiliensis* Thb.: Dioclea marginata, reflexa, Mucuna urens, Cymbosema. — *C. cavillator* Fähr.: Leguminosen-

samen. — *C. clitoriae* Schh.: Clitoria spec. — *C. crotonae* Fähr.: Croton, Leguminosen. — *C. grammicus* Gyll.: *Canavalia* obtusifolia, parviflora, Cymbosema spec., Acacia bonariensis. — *C. jaspideus* Er.: Calopogonium velutinum, Icama, Pachyrrhizus erosus. — *C. melancholicus* Boh.: Cassia fistula, spec. — *C. minor* Pic.: Bradburya (Centrosema)? — *C. multimaculatus* Pic.: Bradburya (Centrosema) pubescens, virginianum, Calopogonium velutinum. — *C. multinotatus* Pic.: Calopogonium velutinum. — *C. nigronotatus* Pic.: Bauhinia integerrima. — *C. speculifer:* Bauhinia integerrima. — *C. spec.:* Bauhinia integerrima.

Pseudopachymerina Zacher[1])

Ps. lallemantii Mars.: Acacia arabica, aromatica, cavenia, cyanophila, farnesiana, Cassia spec., Astragalus caprinus, Ceratonia siliqua.

Falsobruchus Pic.

Falsobruchus cristatus Fähr.: Bauhinia (Schnellia) spec.

Gibbobruchus Pic.

Gibbobruchus mimus Horn.: Cercis canadensis. — *G. pickeli* Pic.: Euphorbiaceen. — *C. polycoccus* Fähr.: Euphorbiaceen. — *G. speculifer* Fähr.: Bauhinia spec., Bauhinia integerrima.

Specularius Bridw.

Specularius erythrinae Brdw.: Erythrina abessynica, altissima, caffra, constantiana, senegalensis, tomentosa, variegata. — *Specularius ruber n. spec.:* Rhynchosia albiflora. — *Sp. impressithorax:* Pic.: Erythrina caffra, tomentosa, Pisum spec.[2]).

Rhipibruchus Bridw. (Megalorhipis Phil.)

Rhipibruchus picturatus Fahr.: Prosopis alba, siliquastrum.

---

[1]) *Pseudopachymerina* n. gen. unterscheidet sich von *Caryedes* Humm. (= Pseudopachymerus Pic., typische Art. *brasiliensis* (Thunb.) durch kurzen Kopf, der mit den Augen gemessen nur so breit wie lang ist (bei Caryedes doppelt so lang wie breit), konisches, aber nach vorn viel weniger verjüngtes Halsschild. Sporn am Ende der schwach gekrümmten Hinterschienen nur halb so lang wie die Schiene breit (bei Caryedes wenigstens doppelt so lang). Typische Art: lallemantii Marseul.

[2]) *Specularius ruber n. spec.* Von Sp. erythrinae Bridw. unterschieden durch ziegelrote Farbe des ganzen Körpers. Auf den Flügeldecken sind einzelne Stellen mehr gelblichrot behaart und kleine weiße Haarflecken eingestreut. Weißbehaarte Flecken finden sich auch an den Seiten des Körpers und auf den Hinterschenkeln. Der gleichfalls rote Spiegel des Pygidiums ist vorn durch einen Kranz weißer Haare eingefaßt. Länge: 3,5 mm. Sammler: R. D. Meikle. Fundort: nahe Minna, Nord-Nigeria, Dez. 1949, in Samen von Rhynchosia albiflora.

Von *Specularius erythrinae* Bridw. besitze ich Tiere aus Amani, Tanganyika (früher Deutsch-Ost-Afrika). (1933; leg. Holst), Pretoria (16. September 1914, leg. Skaife), St. Johnson Parys (27. November 1913, leg. Skaife), Victoria Falls, Rhodesia (1. September 1909, leg. Skaife), Matapas, S. Rhodesia (1. April 1904, leg. Skaife), Geari Hill, Minna, Nigeria (3. Dezember 1949, leg. R. D. Meikle) aus Samen von Erythrina senegalensis, und aus Erythrina altissima. Die Exemplare aus Nigeria sind deutlich kleiner als die ostafrikanischen Stücke, (2,1—3,0 mm) sowie dunkler, mehr graue Färbung, sowie dunkle Fühler mit gelben Basalgliedern und gelber Spitze (var. *minor* n. var.).

Kytorrhininae

Kytorrhinus F. v. W.

Kytorrhinus cassiaevorus Mts.: Cassia. — *K. Lefevrei* Pic.: Daubentonia (Sesbania) spec. — *K. pectinicornis* Melich.: Hedysarum obscurum. — *K. thermopsis* Mts.: Thermopsis lanceolata. — *K. spec.* Piptanthus nepalensis.

Amblycerinae

Spermophagus Schoenh.

Spermophagus albofasciatus Gyll.: Hibiscus cannabinus. — *Sp. abdominalis* F.: Ipomoea hederacea. — *Sp. barcaenae* Dug.: Barcena guanajuatensis. — *Sp. centralis* Shp.: Apeiba tibourbou. — *Sp. hofmannseggii* Gyll.: Gossypium, Gleditschia triacanthos. — *Sp. hottentottus* Fhs.: Gossypium spec., Medicago sativa, Sorghum? — *Sp. interstitialis* Chevr.: Hymenaea rugosa. — *Sp. irroratus* Ol.: Pennisetum? — *Sp. longissimus* Pic.: Zizyphus joazeiro. — *Sp. luteonotatus* Pic.: Malpighiaceae. — *Sp. martorelli* Bridw.: Prosopis chilensis. — *Sp. multilineolatus* Pic.: Ipomoea spec. — *Sp. nigromarginatus* Mts.: Cassia alata, bicapsularis, occidentalis, sericea, splendida, spec., Caesalpinia spec. — *Sp. piurae Pierce: Gossypium* spec. — *Sp. robiniae* F.: Gleditschia aquatica, triacanthos, Robinia pseudacacia. — *Sp. sophorae* Schh.: Sophora. — *Sp. sublineatus* Schh.: Ipomoea coccinea. — *Sp. testaceus* Pic.: Delonix arnottiana, tormentosa. — *Sp. undulatus:* Hibiscus cannabinus. — *Sp. spec.:* Caesalpinia trijuga, Cordia taguayensis, Machaerium tipu. — *Sp. thomasi* Brèth.: Guarlica chilensis.

Euspermophagus ZACHER

Euspermophagus convolvuli Gyll.: Convolvulus capensis. — *E. gossypii* Chevr.: Ipomoea albivenia, purpurea, Gossypium. — *E. küsteri* Schils.: Convolvulus althaeoides, arvensis, cantabrica. — *E. maurus* Fähr.: Hibiscus cannabinus. — *E. maynei* Pic.: Gossypium, Dolichos lablab. — *E. moerens* Bd.: Cajanus indicus. — *E. sericeus* Geoffr.: Convolvulus althaeoides, arvensis, cantabrica, pseudo-cantabrica, sepium, soldanella. — *E subdenudatus* Mts.: Concolvulus spec. — *E. sublineatus* Boh.: Ipomoea purpurea, Convolvulus. — *E. subsignatus* Gyll.: Hibiscus cannabinus. — *E. tessellatus* Mts.: Albizzia lebbek, Urena lobata. — *E. variolosopunctatus* Gyll.: Convolvulus arvensis.

Zabrotes HORN.

Zabrotes subfasciatus Boh.: Phaseolus vulgaris, multiflorus, mungo, lunatus, Pisum arvense, sativum, Vicia faba, Glycine hispida, Dolichos lablab, lignosus, Cajanus indicus, Cicer arietinum, Sebastiania palmeri.

Pachymerinae

Caryobruchus acrocomiae Brdw.: Acrocomia spec. — *C. arthriticus:* Sabal spec. — *C. buscki* Bridw.: Scheelea zonensis. — *C. chiriquensis:* Phytelephas macrocarpa. — *C. curvipes* Latr.: Inodes texana, Sabal. — *C. gleditschiae* L.: Gleditschia spec., Inodes texana. — *C. lipismatus* Brdw.:

Babassu, Orbignya martiana. — *C. pararius* Brdw.: Attalea spec. — *C. pergandei* Brdw.: Astrocaryum spec. — *C. serripes:* Maximiliana spec. — *C. veseyi* Horn.: Erythea brandegeei. — *C. scheeleae* Brdw.: Attalea (Scheelea) excelsa. — *C. spec.:* Copernicia rigida.

Caryoborus arthriticus F.: Sabal. — *C. serripes* Boh.: Astrocaryum, Maximiliana.

Pachymerus (?) albonotatus: Acacia giraffae. — *P. bactris* L.: Bactris minor, Cocos campestris, Euterpe spec., Copernicia cerifera. — *P. diospyrosi* Bond.: Diospyros spec. „macaca" (Ebenacee). — *P. copernicíae* Bond.: Copernicia australis. — *P. lacerdae* Chevr.: Ölpalme, Elaeis guineensis. — *P. luteomarginatus* Chevr.: Carnauba-Palme, Desmoncus polycanthus. — *P. nucleorum* F.: Orbignya martiana, speciosa, Attalea funifera, A. cohune, Cocos coronata, lapidea, romanzoffiana, nucifera, vagans, Elaeis guineensis, Licurioba campanemae. — *P. olearius* Brdw.: Attalea excelsa, Acrocomia sclerocarpa, Orbignya speciosa. — *P. (?) interstinctus* Fähr.: Acacia giraffae, horrida. — *P. (?) longus* Pic.: Arachis hypogaea, Prosopis africana, Tamarindus indica. — *P. (?) maculipes* Pic.: Dichrostachys glomerata. — *P. spec.:* Coccothrinax argentea, Cochlospermum regia.

Caryedon acaciae Gyllh.: Arachis hypogaea. — *C. cassiae* Gyll.: Cassia, Arachis hypogaea. — *C. fuscus* F. (gonagra F.): Poinciana regia, Cassia brewsteri, fistula, grandis, javanica, Kotschyana, Sophora "Cascara sagrada" = Rhamnus purshiana?, Dialium guineense, Erythrina monosperma, Bauhinia acuminata, galpini, malabarica, monandra, tomentosa, Terminalia arjuna, Caesalpinia praecox, Acacia confusa, farnesiana, senegal, Prosopis juliflora, chilensis, spicigera, Tamarindus indica, Colutea spec. — *C. lagonychii* Mts.: Prosopis (Lagonychium) stevenianum. — *C. notativentris* Pic.: Acacia arabica, Cassia spec. — *C. pallidus* Ol.: Cassia (Senna) spec., Cassia angustifolia, obovata, kotschyana. — *C. (?) pandani* Blch.: Pandanus.

Caryopemon cruciger Steph. u. *Lhostei* Pic.: Abrus precatorius.

Liste 2:

Nährpflanzen der Bruchiden

Coniferae

Pinus maritima: Bruchus pinetorum Mts.? — *Cupressus funebris:* B. nanus (?).

Palmae

Acrocomia sclerocarpa: Pachymerus olearius. — *A. spec.:* Caryobruchus acrocomiae. — *Astrocaryum spec.:* Caryoborus serripes, Caryobruchus pergandei. — *Bactris minor:* Pachymerus bactris. — *Cocos campestris:* Pachymerus bactris. — *C. coronata:* P. nucleorum. — *C. lapidea:* P. nucleorum. — *C. nucifera:* P. nucleorum. — *C. romanzoffiana:* P. nucleorum. — *C. vagans:* P. nucleorum. — *Coccothrinax argentea:* Pachymerus spec. — *Attalea cohune:* Pachymerus nucleorum. — *A. spec.:* Caryobruchus scheeleae, Caryobruchus pararius. — *A. excelsa:* Caryobruchus scheelea, P. olearius. — *A. funifera:* P. nucleorum. — *Elaeis guineensis:* Pachymerus nucleorum, lacerdae. — *Erythaea brandegeei:* Caryoborus veseyi. — *Euterpe spec.:* Pachymerus bactris. — *Copernicia cerifera:* Pachy-

merus bactris. — *C. australis:* Pachymerus coperniciae. — *C. rigida:* Caryobruchus spec. — *Carnauba-Palme:* Pachymerus luteomarginatus. — *Babassu:* Caryobruchus lipismatus. — *Desmoncus polyacanthos:* Pachymerus luteomarginatus. — *Inodes texana:* Caryobruchus curvipes. — *Licurioba campanemae:* Pachymerus nucleorum. — *Maximiliana spec.:* Caryobruchus serripes. — *Orbignyia martiana:* Pachymerus nucleorum, Caryobruchus lipismatus. — *O. speciosa:* Pachymerus nucleorum, olearius. — *Phytelephas macrocarpa:* Caryobruchus chiriquensis. — *Sabal spec.:* Caryobruchus curvipes, arthriticus. — *Scheelea excelsa:* Caryobruchus scheeleae. — *S. zonensis:* Caryobruchus buscki. — *Palmensamen:* Cariobruchus gleditschiae.

Gramineae

Sorghum: Spermophagus hottentottus? — *Pennisetum:* Sp. irroratus?

Pandanaceae

Pandanus spec.: Caryedon (?) pandani.

Capparidaceae

? Capparis oleidensis: ? Acanthoscelides obtectus?

Rosaceae

Rosa spec.: Acanthoscelides quadridentatus.

Leguminosae

Mimosoideae: Br. bahianus, carneofasciatus, lojaensis.

Inga melaleuca: Bruchus biplagiatus. — *Inga spec.:* Br. picturatus, ingae.

Pithecolobium (Samanea) saman: Br. limbatus. — *P. dulce:* Acanthosc. limbatus. — *P. flexicaule:* Acanthosc. flexicaule. — *P. versicolor:* Br. rufulus. — *P. spec.:* Br. clitellarius, Acanthosc. julianus.

Albizzia amara: Br. uberatus, Br. spec. — *A. chinensis:* Acanthosc. limbatus. — *A. gamblei:* Bruchidius spec. — *A. julibrissin:* Acanthoscelides terrenus. — *A. lebbek:* Acanthosc. limbatus, Euspermophagus tesselatus. — *A. odoratissima:* Br. uberatus. — *A. procera:* Br. uberatus. — *A. stipulata:* Br. uberatus. — *A. versicolor:* Br. rufulus. — *A. spec.:* Br. subuniformis, pruininus, Acanthoscelides obtectus.

Lysiloma thornberi: Br. placidus, A. limbatus.

Acacia arabica: Caryedon notativentris, Pseudop. lallemantii, Br. sparsemaculatus, Acanthoscelides schröderi, ochreatus. — *A. addisoni:* Bruchus spec. — *A. adansoni:* Br. baudoni. — *A. adstringens:* Bruchus spec. — *A. aromatica:* Pseudop. lallemantii. — *A. amentacea:* Br. sallaei. — *A. aculeata:* A. limbatus. — *A. bonariensis:* Pseudopachymerus grammicus. — *A. caffra:* Bruchus spec. — *A. cavenia:* Acanthoscelides spinipes, Pseudop. lallemantii. — *A. catechu:* Br. maculipyga. — *A. confusa:* Br. notatus, pruininus, A. limbatus, prosopis, Caryedon fuscus. — *A. constricta:* Br. pruininus. — *A. cyanophila:* Pseudop. lallemantii. — *A. (Vachellia) farnesiana:* Pseudop. lallemantii, Acanthoscelides dominicanus, limbatus, sahlbergi, sallaei, amicus, ceratioborus, spinipes, Caryedon fuscus. — *A. flexilis:* Acanthoscelides julianus. — *A. gagiana:* Br. maculipyga. — *A. gummifera:*

Br. aurivillei. — *A. giraffae:* Pachym. albonotatus, interstinctus, Br. baudoni. — *A. hebeclada:* Br. curvithorax, submaculatus, Zacheri. — *A. horrida:* Br. longipennis, rufulus, Pachymerus interstinctus. — *A. koa:* Bruchus pruininus, Br. limbatus. — *A. leucophloea:* Bruchidius andrewesi. — *A. macracantha:* Br. spec. — *A. melanoxylon:* Br. pruininus. — *A. modesta:* Br. uberatus. — *A. nilotica:* Br. zacheri. — *A. pennata:* Br. maculipyga, signatopygus, submaculatus, C. gonager. — *A. polyphylla:* Br. spec. — *A. senegal:* Carydon fuscus. — *A. tortilis:* Br. maculipyga, aurivillei. — — *A. tortuosa:* Br. sallei. — *A. spec. aff. pennata:* Br. submaculatus, quadrisignatus, signatopygus. — *A. penulata:* Bruchus spec. — *A. spec.:* Br. albosparsus, bisbimaculatus var. immaculatus, cearanus, clitellarius, petechialis, ptilinoides, picturatus, sahlbergi, silaceus, spadiceus, vittatithorax. — *A. spadicigera:* Bruchus spec. — *A. volusta:* Bruchus spec.

Leucaena glauca: Br. pruininus.

Schrankia uncinata: Br. schrankiae.

Mimosa borealis: Br. schrankiae. — *M. fragrans:* Br. ochrolineatus. — *M. pudica:* Acanthoscelides mimosae, Bruchus spec. — *M. rubicaulis:* Bruchus spec. — *M. triuncifera:* Br. pauperculus. — *M. spec.:* Br. cinerifer, subimmaculatus.

Desmanthus (Acuan) illinoiensis: Br. bisignatus, compressicornis — *D. virgatus:* Br. bisignatus, pruininus.

Prosopis africana: Pachymerus (?) longus. — *P. algarobilla:* Br. picturatus, vagenotatus, Acanthosc. ceratioborus. — *P. chilensis (juliflora):* Bruchus amicus, limbatus, prosopis, sallaei, uberatus, Acanthoscelides algarobius, Bruchus uniformis, Caryedon fuscus, Spermophagus martorelli. — *P. alba:* Bruchus laticornis, subroseus, picturatus, vagenotatus, Megacerus laticornis, Rhipibruchus picturatus. — *P. glandulifera:* Bruchus uniformis. — *P. glandulosa:* Acanthoscelides amicus, arizonensis, prosopis, Br. uniformis, protractus, uniformis. — *P. (Strombocarpus) pubescens:* Acanthoscelides amicus, uniformis, prosopis, desertorum. — *P. siliquastrum:* Acanthosc. ceratioborus, protractus, amicus, dominicanus,Rhipibruchus picturatus. — *P. spicigera:* Caryedon fuscus. — *P. (Lagonychium) stevenianum:* Caryedon lagonychii. — *P. velutina:* Acanthosc. amicus, prosopis. — *P. ruscifolia:* Br. vagenotatus. — *P. (Strombocarpa) spec.:* Br. desertorum, longipennis, discolor, uniformis, Acanthosc. prosopis, protractus. — *P. humilis:* Br. picturatus. — *P. nigra:* Br. picturatus, vagenotatus, Acanthosc. ceratioborus.

Stryphnodendron Barbatimao: Br. gregoriei.

Caesalpinioideae

Hymenaea courbaril: Acanthosc. dominicanus, Br. prosopis. — *H. rugosa:* Phelom. lineola, Spermoph. interstitialis.

Tamarindus indica: Pachymerus longus, Caryedon fuscus.

Cercis canadensis: Callosobruchus sinuatus, Gibbobruchus mimus.

Bauhinia acuminata: Caryedon fuscus. — *B. galpini:* Caryedon fuscus. — *B. integerrima:* Caryedes atromaculatus, nigronotatus, G. speculifer, spec. — *B. malabarica:* Caryedon fuscus. — *B. monandra:* Caryedon fuscus. — *B. racemosa:* C. gonager. — *B. tomentosa:* Caryedon fuscus. — *B. (Schnellea) spec.:* Falsobruchus cristatus, Gibbobr. speculifer.

Ceratonia siliqua: Br. signaticornis, sallaei, Ps. lallemantii, Acanthosc. dominicanus.

Dialium guineense: Caryedon fuscus.

Cassia abbreviata: Br. centromaculatus. — *C. angustifolia:* Caryedon pallidus. — *C. arnottiana:* Spermophagus testaceus. — *C. brewsteri:* Caryedon fuscus. — *C. alata:* Spermophagus nigromarginatus. — *C. auriculata:* C. languidus. — *C. bicapsularis:* Br. lateapicalis, Spermophagus nigromarginatus. — *C. chamaecista:* Br. cruentatus. — *C. didymobothrya:* Acanthosc. xanthopus. — *C. eremophila:* Bruchus spec. — *C. ferruginea:* Phelomerus lineola. — *C. fistula:* Phelomerus aberrans, Caryedes melancholicus, Caryedon fuscus, Acanthosc. mimosae. — *C. grandis:* Phel. aberrans, lineola, ochropygus, Caryedon fuscus. — *C. javanica:* Phelomerus aberrans, Caryedon fuscus. — *C. marilandica:* Br. bivulneratus. — *C. medica:* Megacerus testaceimembris. — *C. moschata:* Phelomerus aberrans. — *C. nictitans:* Br. nictitans. — *C. nodosa:* Phelomerus aberrans. — *C. obovata:* Car. pallidus. — *C. occidentalis:* Sperm. nigromarginatus, Acanthosc. amicus. — *C. roemeriana:* Br. discolor. — *C. sericea:* Sperm. nigromarginatus. — *C. splendida:* Sperm. nigromarginatus, Br. lateapicalis, bondari, bicoloripes. — *C. stenocarpa:* Br. bicoloripes. — *C. tora:* Br. spec. — *C. tomentosa:* Spermophagus testaceus. — *C. (Senna) spec.:* Br. ferrugineipennis, melanocephalus, friburgoensis, nescius, leucopygius, pruininus, rufoplagiatus, subdiversicolor, Ac. alticola, Br. centromaculatus, crucifer, rufoplagiatus, testaceopygeus, transversesignatus, Pseudop. lallemantii, Caryedes melancholicus, Caryedon cassiae, pallidus, Kytorrhinus cassiaevorus, Spermoph. nigromarginatus.

Peiranisia (Cassia) polyphylla: Acanth. aff. xanthopus?

Gleditschia aquatica: Spermophagus robiniae. — *G. japonica:* Br. dorsalis. — *G. sinensis:* Br. dorsalis. — *G. triacanthos:* Br. sallei, Spermophagus hofmannseggi, robiniae. — *G. spec.:* Br. sinensis, Caryobruchus gleditschiae.

Poinciana regia: Caryedon cassiae.

Parkinsonia aculeata: Phelomerus germaini. — *P. micorphylla:* Acanthosc. amicus. — *P. spec.:* Br. discolor, cruentatus, natalensis.

Cercidium australis: Phelomerus germanii. — *C. torreyanum:* Br. ulkei, Acanthosc. amicus, limbatus.

Delonix (Poinciana) arnottiana: Spermophagus testaceus. — *D. bicapsularis:* Phelomerus aberrans. — *D. regia:* Caryedon fuscus.

Caesalpinia trijuga: Spermophagus spec., Acanthosc. ceratioborus. — *C. coriaria:* Br. sallaei, Acanthosc. amicus, dominicanus. — *C. indica:* Br. subsuturalis. — *C. melanocarpa:* Bruchus spec. — *C. praecox:* Acanthosc. spinipes, spiniger, Caryedon fuscus. — *C. spec.:* Br. rufoplagiatus, Spermophagus nigromarginatus.

Papilionatae

Sophora japonica: Bruchidius spec. — *S. spec.:* Spermophagus sophorae, Br. loti.

Bolusanthus spec.: Bruchus spec.

Virgilia australis: Br. virgiliae.

Piptanthus nepalensis: Kytorrhinus spec.

Thermopsis lanceolata: Kytorrhinus thermopsis.

Podalyria argentea: Br. versicolor.

Crotalaria capensis: Megacerus cicatricosus. — *C. volubilis:* Megacerus cicatricosus. — *C. spec.:* Callosobruchus analis.

Lupinus albus: Br. tristiculus, C. phaseoli. — *L. luteus:* Bruchidius germari var. discipennis. — *L. termis:* Br. tristiculus. — *L. spec.:* Br. germari var. histrio.

Ononis natrix: Br. lividimanus var. plumbeus. — *O. viscosa:* Br. lividimanus, Br. lividimanus var. plumbeus. — *O. natrix:* Bruchidius lividimanus.

Spartium junceum: Br. lividimanus, Br. lividimanus var. velaris, Br. velaris, Br. villosus, nanus. — *Sp. spec.:* Br. teneriffae.

Genista anglica: Br. villosus. — *G. canadensis:* Br. villosus. — *G. cinerea:* Bruchidius cisti, varius, imbricornis, villosus. — *G. corsica:* Bruchidius cisti, fasciatus. — *G. liniifolia:* Br. varius, imbricornis, villosus. — *G. tinctoria:* Br. villosus. — *G. spec.:* Bruchidius anxius, villosus.

Petteria ramentacea: Br. villosus.

Sarothamnus scoparius: Br. atomarius var. sarothamni, Bruchidius cisti, debilis, foveolatus, fasciatus, lividimanus, villosus.

Bonjeania (Doryenium) hirsuta: Br. caninus.

Colutea spec.: Caryedon fuscus.

Laburnum vulgare (= anagyroides): Br. villosus. — *L. alpinum:* Bruchidius cisti, villosus. — *L. spec.:* Br. villosus.

Podocytisus = Laburnum.

Calycotome spinosa: Bruchidius lividimanus, lividimanus var. velaris, nanus, stylographus, tibialis, Br. villosus, Bruchus perezi, ulicis. — *C. villosa:* Br. perezi.

Ulex europaeus: Br. ulicis, affinis var. bedeli, Br. lividimanus. — *U. parviflora:* Br. ulicis, affinis. — *U. provincialis:* Br. venustus.

Cytisus austriacus: Br. lividimanus, Br. villosus. — *C. albus:* Bruchidius lividimanus. — *C. andreana:* Br. villosus. — *C. biflorus:* Br. villosus. — *C. capitatus:* Br. villosus. — *C. battanderi:* Bruchidius lividimanus. — *C. elongatus:* Br. villosus. — *C. grandiflorus:* Br. villosus. — *C. lusitanicus:* Br. villosus. — *C. laburnum (= Laburnum vulgare):* Bruchidius villosus, debilis. — *C. liniifolius:* Br. villosus, lividimanus. — *C. patens:* Bruchidius spec. — *C. pendulinus:* Br. villosus. — *C. proliferus:* Br. mulsantii, lividimanus. — *C. purpureus:* Br. loti, villosus. — *C. sessilifolius:* Br. villosus. — *C. stenopetalus:* Br. lividimanus. — C. triflorus: Br. debilis, nudus, Bruchus tessellatus. — *C. weldonii:* Br. villosus. — *C. spec.:* Br. pisorum, Bruchidius cisti.

Medicago decandolli: Br. bimaculatus. — *M. littorialis:* Br. bimaculatus. — *M. orbicularis:* Br. unicolor. — *M. turbinata:* Br. stylophorus. — *M. sativa:* Bruchidius bimaculatus, Callosobruchus atrolineatus, Spermophagus hottentottus.

Trifolium alexandrinum: Br. alfierii, trifolii. — *T. fragiferum:* Br. perparvulus. — *T. incarnatum:* Br. perparvulus. — *T. ochraceum:* Br. trifolii. — *T. ochroleucum:* Br. trifolii. — *T. liniifolia:* Br. imbricornis, varius. — *T. pannonicum:* Br. sericatus. — *T. pratense:* Br. trifolii, pusillimus. — *T. repens:* Br. varius. — *T. stellatum:* Br. varius. — *T. spec.:* Br. elegans, leucogaster, leguminarius, varius.

Lotus corniculatus: Br. loti, pygmaeus, debilis, varius, laticollis, seminarius var. picipes. — *L. uliginosus:* Bruchus griseomaculatus, Br. dispar, seminarius.

Amorpha fruticosa: Br. exiguus, horni.

Indigofera anil: Bruchus spec. — *I. arrecta:* Br. albosparsus, Callosobruchus obscurus. — *I. emarginella:* Br. albosparsus, Call. obscurus. — *I. tinctoria:* Br. indigoferae. — *I. spec.:* Call. obscurus.

Abrus precatorius: Caryopemon cruciger, Lhostei, Br. fraterculus?, alboscutellaris, uberatus, Callosobruchus analis?

Anthyllis vulneraria: Br. pauper.

Coronilla varia: Br. pauper.

Galega bicolor: Br. imbricornis. — *G. officinalis:* Br. imbricornis. — *G. persica (= officinalis):* Br. varius.

Thephrosia candida: Bruchus spec. — *Th. spicata:* Acanthosc. obsoletus. — *T. (Cracca) virginiana:* Acanthosc. obsoletus, Br. distinguendus. — *T. purpurea:* Br. rouyeri. — *T. spec.:* Acanthosc obsoletus.

Robinia pseudocacia: Bruchus pruininus, Br. cisti, villosa, Sperm. robiniae. — *R. halodendri:* Bruchidius halodendri.

Olneya tesota: Br. pruininus.

Sesbania aculeata: Br. vectabilis. — *S. aegyptiaca:* Br. angustifrons, vectabilis. — *S. exaltata:* Acanthosc. griseolus. — *S. grandiflora:* Bruchidius spec. — *S. sesban:* Br. pruininus

Halimodendron argenteum: Br. halodendri, halimodendri.

Astragalus baeticus: Br. caninus var. sordidatus. — *A. bisulcatus:* Acanthosc. fraterculus. — *A. caprinus:* Pseud. lallemantii. — *A. chlorostachius:* Br. caninus. — *A. canadensis:* Br. schrankiae. — *A. douglasii:* Acanthosc. pullus. — *A. glycyphyllos:* Br. marginalis. — *A. holostachius:* Br. caninus var. sordidatus. — *A. monspessulanus:* Br. longus. — *A. ponticus:* Bruchidius astragali, Br. astragali var. Fischeri. — *A. pulcher:* Br. leprieuri. — *A. ramosus:* Br. marginalis. — *A. (Myobroma) utrigera:* Br. myobromae. — *A. spec.:* Br. nigrinus, Acanthosc. obtectus.

Diholcos bisulcatus: Megacerus seminulum.

Cnemidophacus pectinatus: Megacerus seminulum.

Oxytropis pilosa: Br. marginalis, mulsantii. — *O. uralensis:* Br. loti.

Glycyrrhiza glabra: Br. halodendri, vectabilis. — *G. glandularis:* Bruchidius halodendri. — *G. lepidota:* Br. alboscutellaris, Acanthosc. fraterculus. — *G. spec.:* Bruchidius halodendri var. glycyrrhizae.

Ornithopus isthmocarpus: Bruchidius seminarius. — *O. perpusillus:* Bruchidius seminarius. — *O. sativus:* Bruchidius seminarius.

Hippocrepis comosa: Br. sericatus.

Hedysarum boreale: Acanthosc. fraterculus. — *H. coronarium:* Br. gilvus, pygmaeus. — *H. flexuosum:* Br. gilvus. — *H. obscurum:* Kytorrhinus pectinicornis. — *H. semenovi:* Bruchus spec. — *H. spinosissimum:* Br. gilvus. — *H. spec.:* Br. exilis, Bruchidius gilvus.

Alhagi camelorum: Bruchidius spec.

Onobrychis sativa: Br. gilvus, Br. olivaceus, Br. unicolor. — *O. viciaefolia:* Br. cisti.

Adesmia: Br. melanocephalus.

Arachis hypogaea: Pachymerus (?) acaciae, longus, Caryedon cassiae, Call. ornatus.

Desmodium cephalotes: Bruchus spec. — *D. elegans:* Bruchidius spec. — *D. pulchellum:* Bruchidius spec. — *D. (Meibomia) tiliaefolium:* Br. coeruleus. — *D. virginianum:* Br. longistilus.

Lespedeza stenocarpa: Br. coeruleus.

Dahlbergia spec.: Br. clitellarius. — *D. paniculata:* Br. uberatus, Br. maculatithorax.

Cicer arietinum: Br. emarginatus, tristiculus Bruchidius, incarnatus, albopictus, jocosus, Callosobruchus analis (maculatus), chinensis, glaber, ornatus, phaseoli, Zabrotes subfasciatus, Ac. mimosae, obtectus.

Vicia angustifolia: Br. atomarius, Br. luteicornis, Br. murinus, nubilus. — *V. atropurpurea:* Br. brachialis. — *V. caroliniana:* Br. brachialis. — *V. cracca:* Br. brachialis, rufipes, maculatipes. *V. dasycarpa:* Br. bracchialis. — *V. ervilia:* Br. rufipes, ulicis, vavilowi, tristis. — *V. faba:* Br. atomarius, dentipes, pisorum, rufimanus, rufipes, tristis, Bruchidius algericus, incarnatus, quinqueguttatus, Zabrotes subfasiatus, Callosobruchus analis (maculatus), chinensis, Ac. mimosae. — *V. gracilis:* Br. griseomaculatus. — *V. hirsuta:* Br. rufipes. — *V. hyrcana:* Br. dentipes. — *V. hybrida:* Br. rufimanus. — *V. leucosperma:* Br. rufimanus. — *V. leucanthus:* Br. pisorum. — *V. lutea:* Br. dentipes, ochraceosignatus, rufimanus. — *V. macrocarpa:* Br. rufipes. — *V. minor:* Bruchidius algiricus. — *V. monanthus:* Br. rufimanus, Br. signaticornis. — *V. narbonensis:* Br. rufimanus, Br. signaticornis. — *V. narbonensis:* Br. rufimanus. — *V. peregrina:* Br. emarginatus. — *V. pisiformis:* Br. atomarius. — *V. sativa:* Bruchus hamatus, bracchialis, atomarius, dentipes, -ochraceosignatus, luteicornis, nubilus, rufimanus, rufipes, tristiculus, ulicis, Bruchidius bimaculatus, quinqueguttatus, incarnatus, Acanthosc. dominicanus. — *V. sepium:* Bruchus affinis, atomarius, viciae, griseomaculatus. — *V. silvatica (Ervum silvaticum):* Br. loti. — *V. tenuifolia:* Br. viciae, loti. — *V. tetrasperma:* Br. griseomaculatus. — *V. vestita:* Br. rufimanus var. velutinus. — *V. villosa:* Br. rufimanus, viciae, bracchialis, rufipes, Bruchidius bimaculatus, fasciatus. — *V. spec.:* Br. imbricornis, unicolor, Br. altaicus, ochraceicolor, tristis, hamatus, laticollis, marginalis, pallidicornis, venustus, Pachybruchus coryphae.

Lens esculenta: Bruchus atomarius, bracchialis, ervi, incarnatus, lentis, luteicornis, loti, pallidicornis, signaticornis, ulicis, tristiculus, rufimanus, Callosobruchus chinensis, analis (maculatus), ornatus, Acanthosc. obtectus.

Lathyrus annuus: Br. tristiculus. — *L. aphaca:* Br. laticollis, affinis. — *L. articulatus:* Bruchus viciae. — *L. cicera:* Br. tristiculus. — *L. hirsutus:* Br. emarginatus, tristiculus. — *L. latiflorus:* Br. affinis. — *L.* latifolius: Br. affinis, tristiculus, ervi, holosericeus. — *L. odoratus:* Br. rufipes, tristiculus. — *L. ochrous:* Br. emarginatus. — *L. ononis:* Br. tristiculus. — *L. montanus:* Br. atomarius. — *L. (Orobus)* niger: Br. viciae. — *L. pratensis:* Br. atomarius, loti, affinis, luteicornis. — *L. quadrimaculatus:* Br. loti, tristiculus. — *L. sativus:* Bruchus affinis, luteicornis, pisi, rufimanus, tristis, tristiculus, Bruchidius germari var. histrio, Callosobruchus chinensis, Acanthosc. obtectus. — *L. silvestris:* Br. affinis, viciae. — *L. tuberosus:* Br. altaicus, affinis, loti, atomarius. — *L. tingitanus:* Br. tristiculus. — *L. (Orobus) vernus:* Br. atomarius. — *L. spec.:* Br. luteicornis, nubilus, pallidicornis, venustus.

Pisum arvense: Callosobruchus phaseoli, chinensis, Zabrotes subfasciatus, Br. pisorum, tristis, emarginatus, Br. albopictus, murinus. — *P. elatius:* Br. pisorum. — *P. sativum:* Br. atomarius, emarginatus, perezi, pisorum, rufimanus, ulicis, Bruchidius incarnatus, Callosobruchus analis (maculatus),

ornatus, chinensis, theobromae, Zabrotes subfasciatus, Br. albopictus. — *P. spec.:* Br. tristis, Specul. impressithorax, Callosobruchus ornatus.

Clitoria spec.: Br. cruciatus, Caryedes clitoriae.

Ichthyomethia piscipula (Piscidia Erythrina): Acanthoscelides podagricus F.?

Machaerium tipu: Spermophagus spec.

Bradburya (Centrosema) pubescens: Caryedes multimaculatus. — *B. virginianum:* Caryedes multimaculatus. — *B. spec.:* Caryedes bondari, ? minor.

Glycine hispida: Br. pruininus, Acanthosc. obtectus, Zabrotes subfasciatus, C. maculatus. — *C. spec.:* Br. glycinae.

Erythrina abessynica: Specularius erythrinae. — *E. altissima:* Specularius erythrinae. — *E. monosperma:* Caryedon fuscus, Br. limbatus. — *E. tomentosa:* Specularius erythrinae, impressithorax. — *E. caffra:* Specularius erythrinae, impressithorax. — *E. variegata:* Spec.: erythrinae. — *E. spec.:* Br. pruininus.

Rhynchosia albiflora: Specularius ruber. — *R. latifolia:* Br. distinguendus.

Physostigma venosum: Callosobruchus analis (maculatus).

Mucuna pruriens: Acanthosc. obtectus. — *M. urens:* Caryedes brasiliensis.

Calopogonium velutinum: Caryedes jaspideus, multimaculatus, multinotatus, Acanthosc. semiconjunctus.

Cymbosema spec.: Caryedes brasiliensis, grammicus.

Dioclea marginata: Caryedes brasiliensis. — *D. reflexa:* Pseudopachymerus brasiliensis.

Teramnus uncinatus: Bruchus spec.

Pueraria thunbergiana: Callosobruchus ademptus. — *P. hirsuta:* Callosobruchus ademptus.

Canavalia obtusifolia: Caryedes grammicus. — *C. parviflora:* Caryedes grammicus. — *C. spec.:* Br. longicollis.

Cajanus indicus: Br. albocallosus, erythraeus var. speculiferus, subroseus, Acanthosc. armitagei, obtectus, Callosobruchus analis (maculatus), chinensis, glaber, phaseoli, rhodesianus, theobromae, Euspermophagus moerens, Zabrotes subfasciatus. — *C. cajan:* Callosobr. chinensis. — *C. sativus:* Callosobruchus pulcher.

Phaseolus aconitifolius: Acanthoscelides obtectus, Callosobruchus chinensis. — *Ph. acutifolius:* Callosobruchus analis (maculatus), Acanthosc. obtectus. — *Ph. angularis:* Callosobruchus chinensis. — *Ph. articulatus:* Callosobruchus chinensis, maculatus. — *Ph. aureus:* Callosobruchus glaber, maculatus, chinensis, Acanthosc. obtectus. —*Ph. calcaratus:* Acanthosc. obtectus, Callosobruchus chinensis. — *Ph. coccineus:* Acanthosc. obtectus. — *Ph. latifolius:* Acanthosc. obtectus. — *Ph. lunatus:* Acanthosc. obreptus, obtectus, Callosobruchus analis (maculatus), glaber, phaseoli, Zabrotes subfasciatus. — *Ph. macrocarpus:* Acanthosc. obtectus. — *Ph. mungo:* Acanthosc. obtectus, Callosobruchus analis (maculatus), chinensis, glaber, theobromae, Zabrotes subfasciatus. — *Ph. multiflorus:* Acanthosc. obtectus, Zabrotes subfasciatus. — *Ph. radiatus:* Callosobruchus glaber, analis (maculatus), chinensis. — *Ph. vulgaris:* Acanthosc. armitagei, mimosae, obtectus, obvelatus, Zabrotes subfasciatus, Br. pisorum, Call. chinensis, phaseoli, maculatus, ornatus.

Bohnen: Br. terrenus, viciae, vicinus, Acanthosc. spiniger, mimosae, Phel. aberrans.

Voandzeia subterranea: Br. vicinus var. subinnotatus, Callosobruchus glaber, phaseoli var.

Vigna catjang: Acanthosc. trabuti, Callosobruchus analis (maculatus), chinensis, glaber, phaseoli. — *V. cylindrica:* Callosobruchus chinensis. — *V. oligosperma:* Callosobruchus chinensis. — *V. sesquipedalis:* Callosobruchus chinensis, Acanthosc. obtectus. — *V. sinensis:* Acanthosc. trabuti, obreptus, ochreatus, Callosobruchus analis (maculatus), chinensis, marshalli, ornatus, semiflabellatus. — *V. unguiculata:* Br. vicinus, Callosobruchus chinensis.

Cyamopsis psoralioides: Bruchus spec., Callosobr. chinensis.

Pachyrrhizus erosus: Caryedes jaspideus.

Dolichos biflorus: Callosobruchus glaber, chinensis. — *D. lablab:* Br. vicinus, Callosobruchus dolichosi, maculatus, phaseoli, atrolineatus, chinensis, ornatus, theobromae, Zabrotes subfasciatus, Euspermophagus maynei. — *D. lignosus:* Zabrotes subfasciatus. — *D. spec.:* Br. dolichosi Schh.

Zygophyllaceae

Nitraria schoberi: Rhaebus Mannerheimi.

Malpighiaceae

Malpighiac. Gen.? spec.?: Spermophagus luteonotatus.

Vochysiaceae?

Maina brasiliensis: Br. puncticollis. — *Mainea (Vochysiaceae) = Trigonia:* Br. sp.

Euphorbiaceae: Gibbobruchus pickeli, polycoccus.

Croton spec.: Caryedes crotonae. — *C. ? spec. ?:* Gibbobr. pickeli, polycoccus.

Sebastiana palmeri: Zabrotes subfasciatus?

Anacardiaceae

Lithrae brasiliensis: Br. atronotatus Pic. — *L. caustica:* Br. elegans.

Schinus molle: Br. elegans.

Rhamnaceae

Barcena guanajuatensis: Spermophagus barcaenae.

Rhamnus purschiana (Cascara sagrada): Caryedon cassiae.

Zizyphus joazeiro: Spermophagus longissimus.

Vitaceae

Vitis spec.: Megacerus tricolor.

Tiliaceae

Triumfetta bogotensis: Br. subannulatus, Br. spec.

Apeiba tibourbou: Spermophagus centralis.

Malvaceae

Urena lobota: Euspermophagus tessellatus.

Gossypium spec.: Br. peruanus, verticalis, Euspermophagus gossypii, maynei, Spermophagus hofmansseggii, hottentottus, piurae.

Hibiscus cannabinus: Euspermophagus concolvuli, subsignatus, maurus, Spermophagus albofasciatus, undulatus — *H. militaris:* Br. hibisci. — *H. moschatus:* Br. hibisci. — *H. palustris:* Br. abutilonis, hibisci.

Abutilon abutilon: Br. hibisci. — *A. berlandieri:* Abutiloneus indoneus. — *A. holosericeum:* Br. flavicornis. — *A. lignosum:* Abutiloneus indoneus. — *A. moschatus:* Br. (Althaeus) hibisci. — *A. spec.:* Br. abutilonis.

Bombacaceae

Ochroma lagopus: Ac. dominicanus.

Sterculiaceae

Dombeya natalensis: Acanthosc. xanthopus.

Ochnaceae

Sauvagesia erecta: Ac. dominicanus.

Cistaceae

Cistus villosus: Br. biguttatus?

Helianthemum spec.: Br. cisti?

Bixaceae

Bixa orellana: Acanthosc. bixae.

Cochlospermaceae

Cochlospermum regia: Pachymerus spec.

Combretaceae

Terminalia arjuna: Caryedon fuscus.

Oenotheraceae

Ludwigia alternifolia: Bruchus alboscutellaris. — *L. palustris:* Br. alboscutellaris.

Sapotaceae

Sideroxylon (= Siderocarpus) flexicaule: Br. limbatus, julianus.

Umbelliferae

Prangos spec.: Bruchus spec.

Eryngium campestre: Br. cinerascens. — *E. triquetrum:* Br. cinerascens. *E. maritimum:* Br. cinerascens. — *E. spec.:* Br. cinerascens var. eryngii.

Bupleurum falcatum: Br. biguttatus. — *B. fructicosum:* Br. biguttatus.

Convolvulaceae: Megacerus leucospilus.

Ipomoea albivenia: Euspermophagus gossypii. — *I. biloba:* Megacerus alternatus, pes-caprae. — *I. fistulosa:* Meg. alternatus. — *I. hederacea:* Sp. abdominalis.

I. leptophylla: Megacerus discoideus. — *I. pes-caprae:* Megacerus alternatus, pes-caprae. — *I. purpurea:* Megacerus laticornis, Euspermophagus gossypii, sublineatus. — *I. sibirica:* Megacerus spec. — *I. stans:* Megacerus contaminatus. — *I. tuberculata:* Megac. alternatus. — *I. spec.:* Megacerus bipustulatus, compactus, coryphae, flabelliger, bicolorinus, ipomoeae, leucosomus, Spermophagus multilineolatus.

Convolvulus althaeoides: Euspermophagus Küsteri, sericeus.

C. arvensis: Euspermophagus sericeus, küsteri, variolosopunctatus.

C. cantabrica: Euspermophagus sericeus, küsteri. — *C. capensis:* Euspermophagus convolvuli. — *C. pseudocantabrica:* Euspermophagus sericeus. — *C. sepium:* Euspermophagus sericeus. — *C. soldanella:* Euspermophagus sericeus. — *C. spec.:* Euspermophagus subdenudatus, sublineatus, Megacerus maculiventris, umbraculatus, catenulatus, Callosobruchus figuratus.

Calystegia spec.: Br. loti.

Gen.? spec.?: Br. figuratus, catenulatus, Megacerus laticornis.

Scrophulariaceae

Verbascum spec.?: Br. marginalis.

Bignoniaceae

Cybistax donnelsmithii (Tabebuia donnel smithii): Acanthosc. dominicanus.

Boraginaceae

Cordia taguayensis: Spermophagus spec.: — *C. trichotoma:* Acanthosc. ceratioborus.

Ebenaceae

Diospyros spec.: Pachymerus diospirosi.

Compositae

Lapsana spec.: Br. lapsanae.

Dahlia maxonii: Dahlibruchus sharpianus.

Cosmos spec.: Cosmobruchus russeli (?).

Schrifttum

Die Literatur bis 1930 ist erfaßt im Literatur-Verzeichnis zu meiner Arbeit: Untersuchungen zur Morphologie und Biologie der Samenkäfer (Bruchidae-Lariidae). Arb. Biol. Reichsanst. f. L. u. F., 18, 1930, 233—384.

Weitere Literatur:

Bodenheimer, F. S., Die Schädlingsfauna von Palästina, Berlin, 1930.

Bondar, G., notas biolog. s. Bruchideos obs. no Brasil, Arch. Inst. Biol. Veg. 3, Rio de Janeiro, 1930, 1—44.

— — notas biol. s. Bruchideos do Brasil. O Campo, 8, 9, 11, 1931.

— — notas biol. s. Bruchideos brasileiros do genero Pseudopachymerus. Rev. Ent. 1, 1931.

— — notas entom. da Baia, VII. Rev. de Entomol. 12, 1941, 269—303.

— — notas entom. da Baia, XIII. Rev. de Entomol. 14, 1943, 338—388.

Bottimer, L. J., Notes on Br. bracchialis Fahr. Jl. Ec. Ent. 30, 1937, 379.

Bridwell, J. C., a prelim. generic arrangement of the Palm Bruchids and allies. Proc. Ent. Soc. Washington, 31, 1929, 131—160.

— — Bruchidae infest. seeds of Compositae. Proc. Ent. Soc. Washington, 33, 1931, 37—42.

Bridwell, J. C., Specularius erythrinae, a new bruchid aff. seeds of Erythrina. Jl. Washington Acad. Sciences, 28, 1938, 69—76.
— — a new Amblycerus aff. seeds of Prosopis chilensis. Jl. Agr. Univ. Puerto Rico, 27, 1943, 133—135.
— — the gen. of Bruchidae in America north of Mexico. Jl. Washingt. Acad. Sci. 36, 1946, 52—57.
Candura, G. S., Osserv. biol. sul tonchio dei fagioli (Acanthoscelides obtectus Say.). L'Italia Agricola, 75, 1938.
Canzanelli, A., studio sul tonchio del fagiolo (Acanthoscelides obtectus Say.). Boll. Zool. Agr. Bachicolt, Milano, 9, 1938, 1—47.
Da Costa Lima, A., Terceiro Catal. dos insectos que vivem nas plantas do Brasil. Rio de Janeiro, 1936.
Essig, E. O., Insects of Western North America. New York, 1936.
Gersdorf E., Unerfreuliche Importe (Eingeschleppte Käfer). Beitr. Natk. Niedersachsen. 1950.
Ghosh, C. C., the pulse beetles (Bruchidae) of Burma, Indian Jl. Agr. Sci. 7, 1937, 395, 412.
Golding, F. D., Insect pests of Nigerian Crops and Stock, Lagos, 1946.
Hayward, K. J., Primera Lista de insectos Tucumanos perjudiciales. Est. Exp. Agr. de Tucuman, No. 1, 1942.
Herford, G. M., Obs. on the biol. of Bruchus obtectus Say., with spec. ref. to nutritional factors. Zs. ang. Ent., 22, 1935, 26—50.
— — members of the fam. Bruchidae of ecom. import. in Europe. Trans. Soc. Brit. Ent., 2., 1935, 1—24.
Hoffmann, A., Faune de France, 44. Coléopt. Bruchides et Anthribides. Paris 1945, 7—106.
Horber, E., Beitr. z. Biol. u. Bek. des Speisebohnenkäfers, Acanthoscelides obtectus Say. Mitt. Schweiz. Ent. Ges. 33, 1950, 233—244.
Kirchner, L., Die Gallenauswüchse des Budweiser Kreises, nebst nomineller Angabe der Gallenerzeuger und Schmarotzer. Lotos, Prag, 5, 1855, 134.
Larson, A, O., Brindley, T. A. a. Hinman, F. G., Biol. the Pea weevil in the Pacific Northwest. N. S. Dept. Agr., Techn. Bull. 599, 1938.
Larson, A. O. a. Fisher, C. K., the Pea weevil and the southern Cowpea weevil in California. U. S. Dept. Agr., Techn. Bull. 593, 1938.
Lepesme, P., Les Coléoptères des denrées alimentaires et des produits industriels entreposés. Paris 1944, 198—219.
Markovitch, S., Insects attack weeds in Minnesota. 16. Rpt. State Entom. Minnesota, 1916, 135—152.
Mukerji, S. a Chatterjee, S. N., Morphol. genit. structures of Bruchidae. Indian Jl. Entom., 13, 1951, 1—28.
Paoli, G., Prodromo di Entomologia agraria della Somalia Italiana. Florenz, 1931—1933.
Rapp, O., Die Käfer Thüringens 2. 1934, 459—486.
Reh, L., Handb. d. Pflanzenkrankh., 5. Bd., 2. Teil, Berlin 1932, 229—233.
Souphieff, L. O., Shootova, N. N. a. Kijanovsky, Rpt. on pests and diseases intercepted by the quarantine service in USSR 1934—1935, Moskow, 1937.
Souphieff L. O. a. Scherbinovskaja, L., List of insect pests in Spain and Portugal. Moscow, 1937.
Vayssière, P. et Lepesme, P., sur quelques Bruchides nuisibles. Rev. fr. d'Ent. 8, 1941, 198—202.
Vestal, A. G., study of Illinois sand prairie. Bull. Illin. St. Lab. Nat. Hist., 10, 1913, 1—96.
Wille, J. E., La conservación de los granos y los inacitos que àtacan a los granos y semillas almacenadas. Minist. de Fomento, Dir. de Agr. y Canad., Cire 53, Lima, 1940.
— — Entomologia agricola des Peru. Lima, 1943.
Wolcott, G. N., The insects of Puerto Rico. Jl. Agric. Univ. Puerto Rico, 32, 1948, 225—416.
Zacher, Die tierischen Samenschädlinge in Freiland und Lager. Neudamm, 1932, 22—43.
— — Beitrag z. Nährpflanzenkenntn. d. Samenkäfer. Mitt. D. E. Ges. 7, 1936, 10—13.
— — Käferfraß an Hülsenfrüchten. Mitt. Ges. f. Vorratssch., 18, 1942, 1—11.
Pests collected from imported plants and plant products (List of interceptea plant pests). U. S. Dept. Agric. Service and regulatory announcements. Fed. Hort. Board., 1928—1939.

Aus dem Chemischen Institut der Universität Berlin-Dahlem

Literatur zur HCH- und Diën-Gruppe. Liste III[1]

Von

Randolph Riemschneider und Elisabeth Schölzel[2])

Um das gesamte Schrifttum des Gebietes der „Kontakt-Insektizide auf Halogenkohlenwasserstoffbasis" zu erfassen, begannen wir[3]), sobald für uns ein normaler Literaturaustausch wenigstens teilweise wieder möglich war, mit der Registrierung der Publikationen über die DDT- und DDD- sowie die HCH- und Diën[4])-Gruppe. Zur Beschaffung der nur im Referat zugänglichen Arbeiten wandten wir uns an die Verfasser oder die Redaktionen der Zeitschriften, welche uns durch Zusendung von Belegexemplaren oder dadurch unterstützten, daß sie die Weiterleitung der Anforderungskarten an die Autoren und Institute übernahmen. In der Zeit vom 1. Juli 1947 bis zum 1. Juli 1950 konnten wir auf diese Weise (und durch Anfertigung von Photokopien aus den uns zugänglichen Zeitschriften) von den etwa 2300 registrierten Arbeiten der HCH- und Diën-Gruppe[5]) über 950 im Original beschaffen, von denen nur ein kleiner Teil, und zwar die grundlegenden sowie eine Reihe kritisch zu betrachtender zur Anfertigung der Arbeiten „Kontakt-Insektizide auf Halogenkohlenwasserstoffbasis II" (abgeschlossen Mitte 1949) und „Zur Weiterentwicklung der Insektizide der Chlorkohlenwasserstoffklasse" (abgeschlossen Mitte 1950) mit herangezogen worden sind. Um das uns zur Verfügung stehende umfangreiche Literaturmaterial allgemein zugänglich zu machen[6]) und damit das Suchen nach Arbeiten bestimmter Themastellung, das Anfertigen von Sammelreferaten über Teilgebiete u. dgl. zu erleichtern, sei im folgenden das bis zum 1. Juli 1950 registrierte Material über die HCH- und Diën-

---

[1]) Liste I, Literatur zur DDT- und DDD-Gruppe (Mitt. Physiolog. chem. Inst. R 34, April 1949), und Liste II, Literatur zur HCH-Gruppe (Mitt. Physiolog. chem. Inst. R 35, April 1949), sind nur als Manuskript verteilt worden; vgl. Vf., 9. Beih. 1. Erg.-Bd. zur „Pharmazie" 1950, S. 730 und im Literaturverzeichnis jener Arbeit Nr. [264] und [265].

[2]) Anschrift der Verfasser: Berlin-Charlottenburg 9, Bolivarallee 8.

[3]) Vff. danken Herrn W. Cohnen für seine Mitarbeit.

[4]) Zur Diën-Gruppe gehören die Insektizide der OET- oder Okta-Gruppe, aldrin, dieldrin sowie Diels-Alder-Addukte aus Polyhalocyclopentadienen, Chloranil u. a. und den geeigneten Komponenten (nebst Umwandlungsprodukten). — Toxaphen, M 414 u. a., durch direkte Halogenierung hergestellte Terpenhalogenkohlenwasserstoffe haben wir der Einfachheit halber mit einbezogen, obwohl die Diën-Synthese bei ihrer Herstellung keine Rolle spielt (eigentl. Terpen-Gruppe). — Vgl. auch Chim. et Ind. **64**, 695—698 (1950).

[5]) Insektizide der Diën-Gruppe werden in etwa 700 dieser Arbeiten behandelt (zum Teil neben HCH- und anderen Gruppen).

[6]) zumal in manchen Ländern zur Zeit nur wenige Stellen über ein größeres Literaturmaterial verfügen. Zum Beispiel entnahmen wir einem Referat der HCH-Sachbearbeiterin des Robert-Koch-Institutes für Hygiene und Infektionskrankheiten in Berlin-Dahlem (Z. hyg. Zool. **38**, 205), daß ihre Kartei über das „HCH und seine Anwendung in der zoologischen Hygiene" bis Mitte 1950, also bis zum Abschluß der vorliegenden Liste III[7]), etwa 430 Nummern umfaßte.

Gruppe mit Referatangaben [= Liste III[7])] bekanntgegeben. Nachträge zur Vervollständigung und Ergänzung der Liste III werden ebenfalls in dieser Zeitschrift erscheinen[8]). Eine Veröffentlichung unserer jetzt etwa 4000 Arbeiten umfassenden DDT- und DDD-Liste (= Liste IV) ist wegen ihres wesentlich größeren Umfanges zur Zeit nicht möglich.

Da aus dem Titel vieler Publikationen nicht ersichtlich ist, ob der Schwerpunkt auf **ch**emischem, **ph**ysikalischem oder **b**iologischem Gebiet liegt, haben wir die Literaturstellen, soweit es an Hand der Originale und Referate möglich war, durch Hinzufügen der Abkürzungen **Ch, Ph** und **B** in einer besonderen Spalte charakterisiert. Die in den Veröffentlichungen behandelten Insektizid-Gruppen wurden durch Zusatz der Abkürzungen HCH, Diën, DDT und E gekennzeichnet, die beiden letzteren der Vollständigkeit halber. Die in der Liste mit einem Stern (*) versehenen Arbeiten waren im Original bzw. in Übersetzung zugänglich und befinden sich — mit wenigen Ausnahmen — in unserem Besitz. In Klammern angegebene Titel sind übersetzt. Zur Erstellung der Referatangaben (Ref.) wurden die Zeitschriften Chemical Abstracts (C. A.), United States Agriculture Department (USDA), British Abstracts (B. A.), Review applied Entomology (R. A. E.) und Chemisches Zentralblatt (C bzw. C [Verlag Chemie]) bis Mai bzw. Juni 1950 einschließlich erfaßt. Referatangaben aus anderen Zeitschriften konnten nur teilweise berücksichtigt werden. Die außer den bereits genannten, in nachstehender Liste verwendeten besonderen Ref.-Abkürzungen bedeuten: Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten (Pflanzenpathologie) Pflanzenschutz (Z. Pfl.), Deutsches Gesundheitswesen (Ges. Wes.) und Beiheft, 1. Ergänzungsband zur „Pharmazie“ (Beih.).

Berlin-Dahlem, August 1950 Die Verfasser

Nachtrag: Die erste Ergänzung „Literatur zur HCH- und Diën-Gruppe. Liste V“, die das bis zum 1. Juli 1951 registrierte Material (weitere 900 Arbeiten) umfaßt, ist bereits im Druck und erscheint zusammen mit Liste III.

Berlin, Dezember 1951 Die Redaktion

[7]) In dieser Liste ist die 1200 Stellen umfassende Liste II, Literatur zur HCH-Gruppe Vf., Mitt. Physiolog. chem. Inst. R 35, April 1949, mit enthalten.

[8]) Vergleiche Nachtrag der Redaktion.

*Adams, A. L., Gaines, J. C., Sunflower insect control. J. econ. Entomol. **43**, 181—184 (1950); Ref.: C. A. 1950, 6072.	DDT HCH Diën	B
*Adams, J. A., The oriental beetle as a turf pest associated with the Japanese beetle in New York. J. econ. Entomol. **42**, 366—371 (1949); Ref.: C. A. 1949, 9345. — B. A. 1949, B III, 501. — R. A. E. 1950 A, 214.	DDT Diën E	B
*Aepli, O. T., Munter, P. A., Gall, J. F., Determination of γ-benzene hexachloride by partition chromatography. Analyt. Chem. **20**, 610—613 (1948); Ref.: C. A. 1948. 6981. — USDA 1948, 59430. — Angew. Chem. 1948 A, 341. — Z. Pfl. 1950, 150. — 9. Beih.	HCH	Ch
Aguilar, J. d', (Action of hexachlorocyclohexane on varieties of potatoes and on peas). Rev. path. végétale entomol. agric. France **28**, 163—169 (1949); Ref.: C. A. 1950, 5055.	HCH	B
*Ahlgren, G. H., Engel, R. E., Planting and caring for the lawn (2. Aufl. 1949). Bull. N. J. agric. Exp. Sta. No. **724**, 32 S. (1946); Ref.: R. A. E. 1947 A, 363.	DDT Diën	B
Aida, H., Effects of BHC on the control of *Aulacophora femoralis*. Motsch. horticult. Assoc. Japan. J. **18**, 111—116 (1949); Ref.: USDA 1950, 5070.	HCH	B
Ainsworth, M. s. Kennedy, J. S.		
Akesson, N. B. s. Michelbacher, A. E.		
*Alessandrini, M. E., Amormino, V., Caratteristiche, riconoscimento e determinazione dell'octacloro (chlordan). Ann. chim. applicata **39**, 199—207 (1949); Ref.: C. A. 1950, 4627.	Diën	Ch Ph
*Alessandrini, M. E., Ricerca e determinazione dell'octacloro (chlordan) e di DDT su superfici spruzzate con i due prodotti, separatomente o in miscela. Ann. chim. applicata **39**, 298—303 (1949).	DDT Diën	Ch
*Alessandrini, M. E., Amormino, V., Caratteristiche, riconoscimento e determinazione dell'octacloro (chlordan). Rend. ist. super. sanità (Roma) **12**, 348—357 (1949); Ref.: C. A. 1950, 6070.	DDT Diën	Ch Ph
Alessandro, G. D., Smiraglia, C., (Behavior of strains of *Musca domestica* sensitive and resistant to DDT, with respect to benzene hexachloride and chlordane). Soc. Ital. Biol. Sper. **25** B, 305—307 (1949); Ref.: USDA 1950, 5186.	DDT HCH Diën	B
Alfaro, A., El escarabajo de la patata en el año 1945. Bol. Pat. veg. Entomol. agric. **14**, 1—8 (1946); Ref.: R. A. E. 1948 A, 196.	DDT HCH	B
Alfaro, A., Ensayos de lucha contra algunas plagas de la alfalfa con insecticidas de sintesis orgánica. Bol. Pat. veg. Entomol. agric. **14**, 335—342 (1946); Ref.: R. A. E. 1948 A, 203.	DDT HCH	B
Alfaro, A., La eficacia de los insecticidas agricolas a base de DDT y 666 en la lucha contra el escarabajo del patata (*Leptinotarsa decemlineata*). Spain. Estac. Fitopat. Agric. B. Patol. Veg. y Entomol. Agric. **15**, 175—194 (1948); Ref.: USDA 1948, 6669.	DDT HCH	B
Allan, W. S. s. Harbour, H. E.		
Allen, H. W., Japanese weevil appears in damaging numbers. J. econ. Entomol. **42**, 540 (1949); Ref.: C. A. 1949, 7628. — B. A. 1950, B III, 12.	DDT HCH Diën	B
*Allen, M. W., Relation of soil fumigation, nematodes, and inoculation technique to big vein disease of lettuce. Phytopathology **38**, 612—627 (1948); Ref.: C. A. 1948, 9040.	HCH	B
Allen, T. C., Insecticides — their uses, limitation, and residual hazards. Canning Trade **70** (29), 38, 40 (1948).	DDT HCH	B
Allen, W. W. s. Smith, R. F.		
*Allman, S. L., Benzene hexachloride in grasshopper baits. (Misc. Publ. No. 3297). Agric. Gaz. New South Wales **57**, 171—172, 182 (1946); Ref.: C. A. 1946, 7500. — R. A. E. 1947 A, 216—217.	HCH	B
*Allman, S. L., Wrigth, J. A., Grasshopper control. Some recent developments. Agric. Gaz. New South Wales **59**, 233—236, 283—288, 345—349 (1948); Ref.: C. A. 1949, 7185. — R. A. E. 1949 A, 21. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
Allman, S. L., Friend, A. H., New Insecticides and fruit fly control. Agric. Gaz. New South Wales **59**, 531—533 (1948); Ref.: C. A. 1949, 7184. — USDA 1949, 38076. — R. A. E. 1949 A, 40.	DDT HCH	B
Alquist, F. N. s. Kauer, K. C.		

*AMERICAN CHEMICAL SOCIETY. DIVISION OF AGRICULTURAL AND FOOD CHEMISTRY, Symposium on insecticides in food production. Ind. Engng. Chem., ind. Edit. **40**, 673—717 (1948); Ref.: USDA 1948, 39933. — Z. Pfl. 1948, 185—188.	DDT HCH Diën E	Ch Ph B
*AMMON, R., Zur Therapie der Wurmerkrankungen unter besonderer Berücksichtigung neuer Wege zur Wurmbekämpfung. Pharmaz. **5**, 57—61 (1950).	DDT HCH	B
AMORMINO, V. s. ALESSANDRINI, M. E.		
ANANDA-RAU, S., Report of the Entomologist. Rep. Tea Sci. Sed. U. P. A. S. I. 1945—1946, 5—6 (1946 ; Ref.: R. A. E. 1948 A, 250.	DDT HCH	B
*ANDERSON, L. D., Large scale insecticide tests. Plant Disease Rep., Suppl. **180**, 9 (Cantaloupe-mosaic investigations in the Imperial Valley); Ref.: C. A. 1949, 2725.	DDT HCH E	B
*ANDERSON, L. D., BROOKS, J. W., Pea aphid control in Eastern Virginia. J. econ. Entomol. **40**, 199—205 (1947); Ref.: C. A. 1947, 5251. — R. A. E. 1948 A, 326.	DDT HCH	B
*ANDERSON, L. D., HOFMASTER, R. N., Pea aphid control experiments in Virginia in 1947. J. econ. Entomol. **41**, 278—282 (1948); Ref.: C. A. 1948, 7918. — B. A. 1949, B III, 162. — R. A. E. 1949 A, 392.	DDT HCH E	B
*ANDERSON, L. D., HOFMASTER, R. N., Control of pickleworms on cucumbers and cantaloupes. J. econ. Entomol. **41**, 334—335 (1948); Ref.: C. A. 1948, 7918. — B. A. 1949, B III, 161. — R. A. E. 1949 A, 398.	DDT HCH	B
*ANDERSON, L. D., HASHE, J. W., Control of corn earworm on sweet corn in Southern California. J. econ. Entomol. **42**, 933—941 (1949); Ref.: C. A. 1950, 3660. — R. C. Roark E — 802.	DDT Diën E	B
*ANDERSON, L. D., REYNOLDS, H. T., HASHE, J. W., SWIFT, J. E., Studies on corn earworm control on sweet corn in Southern California in 1949. Calif. Citrus Expt. Sta. Riverside 1949, 7 S.	DDT HCH Diën E	B
ANDERSON, L. D. s. BROOKS, J. W.		
ANDERSON, L. D. s. DICKSON, R. C.		
ANDERSON, L. D. s. HOFMASTER, R. N.		
*ANDERSON, W. T., Photosensitization in chlorination. Ind. Engng. Chem., ind. Edit. **39**, 844—846 (1947); Ref.: C. A. 1947, 5082. — 9. Beih.	HCH	Ch
ANDRÉ, H. s. COUTIER, L.		
*ANDREWS, J. M., SIMMONS, S. W., Developments in the use of the newer organic insecticides of public health importance. Amer. J. publ. Health Nation's Health **38**, 613—631 (1948); Ref.: C. A. 1948, 5606. — Ges. Wes. 1949, 744. — Z. hyg. Zool. 1949, 274.	DDT HCH Diën	Ch B
ANDREWS, J. M. s. SIMMONS, S. W.		
*ANNAND, P. N., Report of the Chief of the Bureau of Entomology and Plant Quarantine. Agricultural Research Administration 19(44—)45, 63 S. (1946); Ref.: R. A. E. 1949 A, 103—107. — R. A. E. 1949 B, 66. — Z. hyg. Zool. 1949, 274.	DDT HCH	B
ANNAND, P. N., Insecticides. Agric. Chem. **2** (10), 34—37, 39 (1947).	DDT HCH	B
*ANNAND, P. N., Report of the Chief of the Bureau of Entomology and Plant Quarantine. Agricultural Research Administration 19(45—)46, 71 S. (1947 ; Ref.: R. A. E. 1949 A, 103—107. — R. A. E. 1949 B, 66. — Z. hyg. Zool. 1949, 274. — Z. Pfl. 1950, 312.	DDT HCH	B
*ANNAND, P. N., Report of the Chief of the Bureau of Entomology and Plant Quarantine 1948, 55 S.; Ref.: Z. hyg. Zool. 1949, 274. — Z. Pfl. 1950, 312.	DDT HCH Diën E	B
ANNAND, P. N., HARNED, R. W., Recent developments in the control of cotton insects. Hearings, US 80th Congr., 1st Sess., pt. **2**, 1021—1042 (1948).	HCH	B
ANNAND, P. N., Work with benzene hexachloride. USDA Appropiation Bill 1949, pt. **1**, 839 (1948).	HCH	B
ANSCOMBE, F. J. s. MILES, H. W.		
*ANTARA PRODUCTS, Division of General Aniline & Film Corporation, Suggested formulations of DDT, Toxaphene, Chlordane, 2, 4—D. 1948, 247—259 E, Ontario St., Chicago, Ill. (1639 Poplar St., Oakland, Calif.)	DDT Diën	Ch
APPANNA, M., Carpet beetle damage to telephone wires. Current Sci. **18**, 85 (1949); Ref.: B. A. 1949, B III, 440.	DDT HCH	B

Apple, J. W., A better cabbage insecticide. Ill. Veg. Grower's Bull. **6** (3), 4—6 (1946).	HCH	B
*Apple, J. W., Decker, G. C., Insecticidal dust formulations for corn borer control. J. econ. Entomol. **42**, 88—92 (1949); Ref.: C. A. 1949, 6354. — B. A. 1949, B III, 374. — R. A. E. 1950 A, 116. — R. C. Roark E — 802.	DDT Diën E	B
Apple, J. W. s. Decker, G. C.		
*Arant, F. S., Status of velvetbean caterpillar control in Alabama. J. econ. Entomol. **41**, 26—30 (1948); Ref.: C. A. 1948, 5161. — R. A. E. 1949 A, 339.	DDT HCH	B
Arant, F. S., Preliminary field tests with new insecticides for control of the velvetbean caterpillar (*Anticarsia gemmatilis*). J. econ. Entomol. **41**, 803 (1948); Ref: USDA 1949, 29067. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
Arant, F. S. s. Eden, W. G.		
*Ard, J. S., Detection of chlordan in insecticide oil-sprays. Analyt. Chem. **20**, 858—859 (1948); Ref.: USDA 1948, 73232. — R. C. Roark E — 802.	Diën	Ch
Armand, J. E., The control of wireworms in Southwestern Ontario. Ontario Entomol. Soc. Ann. Rep. (1947) **78**, 15—24 (1948); Ref.: C. A. 1950, 2165. — USDA 1949, 28641.	HCH Diën	B
*Armour Research Foundation of Illinois Institute of Technology, Crystallographic data. γ-Hexachlorocyclohexan. Analyt. Chem. **21**, 882—883 (1949); Ref.: C. A. 1949, 7288.	HCH	Ph
Armstrong, T. s. Dustan, G. G.		
Arnason, A. P., Fox, W. B., Gehn, R., DDT and benzene hexachloride for the control of wireworms in a Saskatchewan potato field. Canad. Entomol. **79**, 174—180 (1948); Ref.: C. A. 1949, 2726. — USDA 1949, 4466. — R. A. E. 1950 A, 3. — Z. Pfl. 1950, 233.	DDT HCH	B
Arnold, R. M., Tick control agents. The Farmer (Jamaica) **53**, 85—91 (1949); Ref.: B. A. 1950, B III, 130.	DDT HCH Diën	B
Arnott, D. A. s. Fox, C. J.		
Arnoux, J. s. Régnier, R.		
Arison, B. s. Trenner, N. R.		
Arthur, D. R., Some aspects of the ecology of tick, *Ixodes ricinus* L., in Wales. Bull. entomol. Res. **39**, 321—337 (1948); Ref.: R. A. E. 1949 B, 55.	HCH	B
Ashdown, D., Watkins, T. C., Field studies on control of onion thrips in New York. J. econ. Entomol. **41**, 378—382 (1948); Ref.: C. A. 1948, 9057. — B. A. 1949, B III, 289. — R. A. E. 1949 A, 419. — Z. Pfl. 1949, 68.	DDT HCH	B
Ashe Laboratories, Ltd., (Price, M. D.), Preparation of insecticidal compositions. E. P. 608 715, 28. Februar 1946; Ref.: B. A. 1949, B III, 164.	DDT HCH	Ch
*Asquith, D., European fruit lecanium on peach following applications of DDT. J. econ. Entomol. **42**, 147—148 (1949); Ref.: C. A. 1949, 5895. — B. A. 1949, B III, 501. — R. A. E. 1950 A, 123.	DDT HCH	B
Astill, K. J. s. Blood, D. C.		
Augustides, D. s. Deffner, M.		
Ault, C. N., Empleo del „Gammexane" contre la garrapata comm del ganada bovino. Cien. e Invest. **2**, 435—436 (1946).	HCH	B
*Ault, C. N., Control of *Boöphilus australis* in the Argentine by the γ-Isomer of hexachlorocyclohexane („Gammexane"). Nature [London] **157**, 699—700 (1946); Ref.: C. A. 1946, 5189. — R. A. E. 1948 B, 182.	HCH	B
Ault, C. N., Como actua el mentado „Gammexane" y su interesante historia. Diario Rural **6** (694), 4 (1947).	HCH	B
Austin, M. D. s. Dicker, G. H. L.		
*Avens, A. W., New insecticides and processed foods. Farm. Res. (N. Y. State Sta.) **15**, 6 (1949); Ref.: USDA 1949, 28233.	DDT HCH Diën E	B
Avens, A. W. New insecticides and their effect on processed foods. Canner **107** (23), 15 (1948).	DDT HCH Diën E	B

AYARS, S. J., Cat-facing of peaches. Country Gentleman **64** (5), 79, 81 (1949).	DDT HCH Diën	B
AYARS, J. S., New hope for hopper control. Successful Farming **47** (6), 120, 122—123 (1949).	DDT HCH Diën	B
[1])ANONYMUS, New use for BHC? Agric. Chem. **2** (10), 55 (1947).	HCH	
ANONYMUS, BHC ear tick control. Agric. Chem. **3** (4), 57 (1948).	HCH	B
ANONYMUS, Suggests insecticide name. Agric. Chem. **3** (4), 69 (1948).	HCH	
ANONYMUS, USDA toxicants bulletin. Agric. Chem. **3** (4), 70 (1948).	HCH	
ANONYMUS, Insecticide supply „Ample" for 1949? Agric. Chem. **3** (11), 43, 70—71 (1948); Ref.: Z Pfl. 1949, 234.	DDT HCH	
ANONYMUS, Controlling flies with BHC. Agric. Chem. **4** (4) (1949); Ref.: Pests 1949 (6), 30.	DDT HCH Diën	B
ANONYMUS, Aeroplane spraying of locusts. Report on the Gunnedah trial. Agric. Gaz. New South Wales **57**, 577 (1946).	HCH	
ANONYMUS, Benzene hexachloride (BHC) in grass hopper baits. Agric. Gaz. New South Wales **58**, 636—637 (1947).	HCH	B
ANONYMUS, Control of meat or road ants (*Iridomyrmex rufoniger*) with BHC. Agric. Gaz. New South Wales **58**, 638 (1947).	HCH	B
ANONYMUS, Springtails (*Collembola*) and benzene hexachloride. Agric. Gaz. New South Wales **59**, 45 (1948).	HCH	B
ANONYMUS, A correction. (*Iridomyrmex detectus*). Agric. Gaz. New South Wales **59**, 46 (1948).	HCH	
ANONYMUS, Table of compatibility of insecticides. Amer. Fruit Grower (2), 36—37 (1949).	DDT HCH Diën E	Ch
ANONYMUS, Initial confuse: What else to use? AIF News, Juli 1947; Ref.: Pests 1948 (3), 14.	DDT HCH E	
ANONYMUS, New freigth classification. AIF News **6** (5), 3 (1948).	HCH	
ANONYMUS, Parasite control with BHC. Amer. veterin. med. Assoc. J. **113**, 73—74 (1948); Ref.: USDA 1948, 59517.	HCH	
ANONYMUS, Chlorinated camphene as a potential rival of DDT. Chem. Age **61**, 571 (1949); Ref.: B. A. 1950, B III, 124.	Diën	
ANONYMUS, Synergist for pyrethrin. Chem. Engng. News **26**, 338 (1948).	HCH	
ANONYMUS, Insect resistance to new organic insecticides discussed. Chem. Engng. News **26**, 3820 (1948); Ref.: B. A. 1949, B III, 210.	DDT HCH	
ANONYMUS, Antarox 200 proved economical, effective insecticide emulsifier (Booklet). Chem. Engng. News **27**, 283 (1949).	DDT Diën	
ANONYMUS, Tests show Antarox A-200 tops in hard water emulsion applications. Chem. Engng. News **27**, 717 (1949).	Diën	
ANONYMUS, Scat, gnat. Chem. Engng. News **27**, 1847 (1949).	DDT Diën	
ANONYMUS, Triple toxicants dust for cotton. Chem. Ind. **62**, 61 (1948).	DDT HCH Diën	
ANONYMUS, Toxaphene use extended. Chem. Ind. **62**, 666 (1948).		
ANONYMUS, Chlordane controls mole-crickets. Chem. Ind. **62**, 667 (1948).	DDT Diën	
ANONYMUS, Benzene hexachloride may be short. Chem. Ind. **62**, 668 (1948).	HCH	
ANONYMUS, Sherwin-Williams producing benzene hex. Chem. Ind. **63**, 130 (1948).	HCH	
ANONYMUS, Benzene hex and DDT in cotton insecticide. Chem. Ind. **63**, 136 (1948).	DDT HCH	
ANONYMUS, More potent insecticides may be needed. Chem. Ind. **62**, 316 (1948).	DDT Diën	
ANONYMUS, BHC gives complete tick control. Chem. Ind. **63**, 524 (1948).	DDT HCH Diën	B

[1]) alphabetisch nach Zeitschriften geordnet.

Anonymus, Ethyl Coporation producing benzene hexachloride. Chem. Ind. **63**, 692 (1948).	HCH	
Anonymus, DDT bugaboo. Chem. Ind. **64**, 739—740 (1949).	DDT HCH Diën E	
Anonymus, Sherwin-Williams unveils new cotton insecticide. Chem. Ind. **64**, 848 (1949).	DDT Diën	
Anonymus, 666 is 99,8. Chem. Ind. **65**, 32 (1949).	DDT HCH	
Anonymus, Chlordane widely used for hoppers in Canada. Chem. Ind. **65**, 76 (1949).	Diën	B
Anonymus, Borers from without. Chem. Ind. **65**, 193—194 (1949).	DDT HCH	
Anonymus, Salt-marsh caterpillar controlled by toxaphene. Chem. Ind. **65**, 228 (1949).	DDT Diën	B
Anonymus, Lindane approved for dairy fly control. Chem. Ind. **65**, 228 (1949).	HCH	B
Anonymus, Gammexane; a new British insecticide. Chemist and Druggist Export Suppl. **6**, 4 (1945); Ref.: Science Comment, Science Dep. Brit. Counc. **3**, 42 (1945). — Z. Pfl. 1948, 190.	HCH	
* Anonymus, M 410 als Kontakt-Insektizid der Halogenkohlenwasserstoffklasse. Chem. Ztg. **74**, 443 (1950); Natur u. Technik **3** (19). 182 (1949).	Diën	Ch B
Anonymus, Insecticides featured at cotton leader's meeting. Com. Fert. **76** (2), 29—30 (1948).	HCH	
* Anonymus, Pest infestation research, 1947. Dep. sci. ind. Res. 1949, 36 S.; Ref.: B. A. 1949, B III, 400.	DDT HCH	
Anonymus, Hexachlorocyclohexane .. a new tripleaction insecticide. Down to Earth **2** (2), 14—16 (1946).	HCH	
* Anonymus, Neue Kontakt-Insektizide der Halogenkohlenwasserstoffklasse. Dtsch. Ges. Wes. **3**, 718 (1948).	Diën	
Anonymus, El gammexane. Guardo come secreto de guerra hasta ahora, se ha revelado el hallazgo de un poderosisimo insecticida. El Campa y Suelo Argentino **29** (345), 24—25 (1945).	HCH	
* Anonymus, The chemical control of pests. Endeavour [London] **4** (16), 121—122 (1946); Trop. Agric. **23** (1), 1—2.	DDT HCH	
Anonymus, Benzene hexachloride. Farmer's Digest **11** (4), (1947).	HCH	
Anonymus, Chlordane for control of hog mange. Farmer's Digest **13** (3), 78—81 (1949).	Diën	
Anonymus, Farmer & Stockbreeder **58**, No. 2847, 688 (1944).	HCH	
* Anonymus, New insecticide effective against orchard wasps. Fig Leaf **1** (8), 5—6 (1948).	Diën	B
Anonymus, Ein neues Mittel zur Bekämpfung des Kartoffelkäfers. Forschungsdienst **17**, 529—530 (1944); Ref.: Z. Pfl. 1948, 253.	HCH	
* Anonymus, Les insecticides agissant par contact les hydrocarbures halogenées et leurs derivés. Génie civil **70**, 297 (1950).	DDT HCH Diën	Ch B
Anonymus, DDT proves best against cabbage caterpillars. Grower **26** (14), 295—296 (1946).	HCH	
* Anonymus, Nuovi insetticidi. La chimica a l'industria **31**, 403 (1949).	DDT HCH Diën E	Ch B
* Anonymus, Sopra gli insetticidi fosforati. La chimica e l'industria **31**, 92 (1949).	DDT HCH Diën E	Ch B
Anonymus, Advances in desinfestation. Lancet **249** (6376), 609—610 (1945).	HCH	
Anonymus, Toxicity of new insecticides. Lancet **256**, 658—659 (1948).	DDT HCH Diën E	B

* ANONYMUS, Economic poisons. Manufact. Chemist pharmac. fine chem. Trade J. **20**, 554—556 (1949).	DDT HCH Diën E	B
ANONYMUS, Caution of use of poisonous insecticides. Nat. Wool. Grower **38** (4), 2 (1948).		
ANONYMUS A new synthetic insecticide. Nature [London] **158**, 701 (1946).	HCH	
* ANONYMUS, Neue Kontaktgifte für Insekten. Natur und Technik **1948**, 145 (1. August-Heft).	DDT Diën	
* ANONYMUS, Neue Fluor-Kontaktgifte für Insekten. Natur und Technik **1948**, 174 (1. Februar-Heft).	DDT HCH Diën	
ANONYMUS, De-bugging America. Newsweek **30** (5), 64 (1947).		
ANONYMUS, Insecticides studied for cotton pests. Oil, Paint, and Drug Rep. **151** (5), 5 (1947).	HCH	B
ANONYMUS, Benzene hexachloride's smell. Oil, Paint, and Drug Rep. **152** (21), 5, 34 (1947).	HCH	
ANONYMUS, Grasshopper bait. Oil, Paint, and Drug Rep. **152** (15), 36 (1947).	HCH	
ANONYMUS, Experiment stations cooperate to speed recommendations for 1947 season. Pests **14** (12), 48 (1946).	HCH	
ANONYMUS, Louse control possibilities promising. Pests **15** (7), 34 (1947).	DDT Diën	
* ANONYMUS, A definition and short name for a newly developed insecticidal organic chemical. Pests **15** (8), 38 (1947).	Diën	Ch
ANONYMUS, Insecticide fogging — a new business. Pests **15** (8), 49 (1947).	DDT Diën E	
ANONYMUS, Progress report on chlordane for ant control. Pests **15** (11), 33 (1947).	Diën	B
ANONYMUS, Chlordane found effective in control of external animal parasites. Pests **16** (1), 39 (1948).	Diën	B
ANONYMUS, 666 may replace DDT. Pests **16** (1), 40 (1948).	DDT HCH	
ANONYMUS, New pesticide names adopted. Pests **16** (3), 49 (1948).	DDT Diën	
ANONYMUS, Order insecticides early USDA advises. Pests **16** (6), 34, 49 (1948).	DDT HCH	
ANONYMUS, Stephen says „No tolerance for DDT in food" at Purdue Conference. Pests **17** (3), 34, 36, 38 (1949).	DDT Diën	
ANONYMUS, Fisher on resistant flies. Pests **17** (5), 30 (1949).	DDT HCH Diën	
ANONYMUS, Questions and answers. Pests **17** (6), 40 (1949).	DDT Diën	
ANONYMUS, Lindane new name for gamma-isomer-BHC. Pests **17** (8), 34 (1949).	HCH	Ch Ph B
ANONYMUS, Gamma isomer BHC for dairy barn fly control. Pests **17** (8), 34 (1949).	HCH	B
ANONYMUS, Cautioned on the use of new insecticides. Pests Control and Sanit. **3** (4), 18—19 (1948).	HCH	
ANONYMUS, Monthly review of chemical markets. Pests Control and Sanit. **3** (4), 29, **3** (5), 29—30 (1948).	HCH	
ANONYMUS, The „Agrocide" range of insecticides for agricultural and horticultural crops. Plant Protection, Ltd. Nobel House, London, 32 S., W. S. Cowell, Ltd. Ipswich & London.	HCH	
ANONYMUS, Benzene hexachloride. R. J. Prentiss & Co.; Ref.: Pests 1947 (9), 36.	HCH	
ANONYMUS, Gammexane and tobacco soil pests. A correction. Rhodesia agric. J. **43**, 389 (1946).	HCH	B
ANONYMUS, Benzene hexacloride found to flavor pork. Sci. New. Letter **53** (23), 365 (1948).	HCH	

Anonymus, Insect menace crops. Sci. News Letter **54**, 46 (1948).	HCH Diën	
Anonymus, Flies that survive DDT discussed in New York. Sci. News Letter **54**, 137 (1948).	DDT Diën	
Anonymus, New insecticides can cause hereditary plant changes. Sci. News Letter **54**, 360 (1948).	HCH	
Anonymus, Insecticidal smokes and their application. 2nd Intern. Congr. Crop Protection, London 1949, Abst. Commun. 59—60; Ref.: B. A. 1949, B III, 454.	DDT HCH	
* Anonymus, Welche Zusammensetzung hat das jetzt in Fachzeitschriften mehrfach genannte Kontaktinsektizid M 410? Verbindungsklasse? Seifen, Öle, Fette, Wachse **74**, 80 (1948).	Diën	Ch
Anonymus, Hercules to make „DDT". Soap Sanit. Chemicals **20** (3), 121 (1944).		
Anonymus, Benzene Hex odor. Soap Sanit. Chemicals **26** (6), 161 (1947).	HCH	
Anonymus, Grasshopper plague threatens north. Dept. (of Agriculture) testing Gammexane from aircraft. Stock and Land (Melbourne, Australia) **36** (22), 1 (1946).	HCH	B
* Anonymus, Kontakt-Insektizide. Tgsp. 1949, 19. 9. 1949 (Abschnitt: Technik und Forschung).	DDT HCH Diën E	
* Anonymus, Kontakt-Insektizid (M 410). Th. V. 1946, 18. 5. 1946 (Nr. 25).	Diën	
* Anonymus, M 410 und M 344, Konkurrenten des DDT? Th. V. 1948, 27. Januar 1948 (Nr. 21).	DDT Diën	
* Anonymus, Hexachlorcyclohexan als insektizides Mittel. Verlag Deckert und Gebr. Moser, Garmisch-Partenkirchen, 1948.	HCH	Ch
Anonymus, Quarterly Progress report No. 5. War Dept. Office of the Surgeon General, Res. Contact No. M-6134, Div. of Pharmacology, U.S. Food & Drug Admin., 30. 9. 1947.	Diën	
* Anonymus, Neues Mittel zur Schädlingsbekämpfung (M 410). Westdtsch. Wirtschafts-Korrespondenz 1946 (Nr. 48).	Diën	
* Anonymus, Neue Mittel zur Schädlingsbekämpfung. Westdtsch. Wirtschafts-Korrespondenz 1946 (Nr. 75).	Diën	
B. A., Deux nouveaux insecticides, „DDT" et „666". Agron. Trop. **1** (1—2), 79 (1946).	DDT HCH	Ch B
Babers, F. H., The development of resistance of insects to insecticides. Entomol. Soc. Wash. Proc. **51**, 90 (1949); Ref.: C. A. 1949, 7181. — USDA 1949, 45911.	DDT HCH	B
Babers, F. H. s. Knipling, E. F.		
Bacon, C. W., On the determination of halogens in organic compounds. J. Amer. chem. Soc. **31**, 49—52 (1909).	(HCH)	Ch
Bagal, S. R. s. Trehan, K. N.		
Bagster-Wilson, D., Notes of some investigations on mosquito larvicides. East African med. J. **23**, 239—245 (1946); Ref.: R. A. E. 1949 B, 183.	HCH	B
* Bailey, J. S., Esselen, W. B. jr., Wheeler, E. H., Off-flavors in peaches sprayed with benzene hexachloride. J. econ. Entomol. **42**, 774—776 (1949); Ref.: C. A. 1950, 1221. — B. A. 1950, B III, 180.	DDT HCH	B
Baines, S. s. Jenkins, S. H.		
Baker, D. W., Studies on the use of DDT and benzene hexachloride for control of external parasites on domestic animals. N. Y. State Veterin. College Rept. **1947/48** (27), 234—236 (1949); Ref.: USDA 1950, 4778.	DDT HCH	B
Baker, W. A., Control of forage pests. USDA Yearbook (Science in Farming) 1943—1947, 651—654.	HCH	B
Baker, W. C., Tests to evaluate the relative toxicity of certain insecticides for the control of house fly larvae in cow manure (Unveröffentlicht).	HCH Diën	B
Balson, E. W., Vapor pressure measurement. III. An effusion manometer sensitive to 5×10^{-6} millimeters of mercury, vapor pressure of DDT and other slightly volatile substances. Trans. Faraday Soc. **47**, 54—60 (1947); Ref.: C. A. 1947, 5346. — C 1947, 1362. — C (Verlag Chemie) 1948 I, 273. — 9. Beih.	DDT HCH	Ph
* Bandt, H. J., Über die Giftwirkung des Forstschutzmittels „Gesarol" auf Fische. Mitt. aus dem Flußwasser- und Untersuchungsamt in Magdeburg **1946** (1), 42—43; Ref.: C. A. 1948, 9048. — 9. Beih.	DDT HCH	B

*BANDT, H. J., Fischereischäden durch Feldbestäubung und Fischvergiftungsversuche mit „Nexit" („666"-Wirkstoff). Beiträge Wasser-, Abwasser- u. Fischereichem. Flußwasseruntersuchungsamt Magdeburg **1949**, 21—27; Ref.: C. 1950 I, 909.	DDT HCH	B
BANKOWSKI, R. A. s. FURMAN, D. P.		
BAPTIST, B. A., Possibilities of the utilization of DDT and Gammexane for plant protection in Ceylon. Trop. Agriculturist (Ceylon) **103**, 12—17 (1947); Ref.: C. A. 1948, 7914.	DDT HCH	B
BARACHINI, B. s. BETTINI, S.		
BARANAUCKAS, C. F. s. MCBEE, E. T.		
BARBE, J., (Injury to some crops by insecticides based on DDT and HCH). Rev. horticult. (Paris) **121**, 109 (1949); Ref.: C. A. 1950, 1220.	DDT HCH	B
BARBER, G. W., SCHMITT, J. B., House flies resistant ot DDT residual sprays. Bull. N. J. agric. Exp. Sta. No. 742, 8 S. (1948); Ref.: R. A. E. 1950 B, 87. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
*BARBER, G. W., SCHMITT, J. B., Further studies on resistance to DDT in the housefly. J. econ. Entomol. **42**, 287—292 (1949): Ref.: C. A. 1949. 8600. — B. A. 1949, B III, 507. — R. A. E. 1950 B, 87. — Z. Pfl. 1949, 227. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
BARBIERI, V. s. PATRISSI, T.		
BARGHOFF, M. s. KÜHL, K.		
*BARKE, A., Hexachlorcyclohexan (Demohexol) zur Behandlung der *Demodicosis* der Hunde. Berliner u. Münchener tierärztl. Wschr. 1949, 52—53; Ref.: C 1950 I, 1753.	HCH	B
*BARKE, A., Zur Toxizität des Hexachlorcyclohexans. Dtsch. tierärzt. Wschr. **56**, 285—286 (1949).	HCH	B
*BARLOW, F., HADAWAY, A. B., Preliminary notes on the loss of DDT and gammexane by absorption. Bull. entomol. Res. **38**, 335—346 (1947); Ref.: C. A. 1947, 7625. — R. A. E. 1948 B, 19.	DDT HCH	B
*BARLOW, F., Determination of benzene hexachloride in the blood of cattle. Nature [London] **160**, 719—720 (1947): Ref.: C. A. 1948, 2389. — C 1948 I, 1044. — C (Verlag Chemie) 1948 I, 509.	HCH	B
BARLOW, F. s. HADAWAY, A. B.		
BARLOW, F. s. SYMES, C. B.		
BARNES, D. F. s. FRAZIER, N. W.		
BARNES, D. F. s. LINDGREN, D. L.		
BARNES, S. s. BUSVINE, J. R.		
BARNETTE, L. A. M., Let's take a closer look at insecticides. South Beekeeper **2** (6), 4—6 (1948); Ref.: USDA 1948, 66479.	DDT HCH	B
BARR, W. F. s. LEHRER, W. P. jr.		
BARRAUD, M., (Toxicological experiments with crickets). C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **33**, 346—351 (1947); Ref.: C. A. 1947, 7631.	DDT HCH	B
BARRAUD. M. s. COUTURIER, M. A.		
BARRETT, W. L. jr., WELLS, R. W., Transplantation of Hypoderma larvae and testing chemicals for control of larvae in expt. hosts. J. econ. Entomol. **39**, 816 (1946); Ref.: C. A. 1949, 1867.	HCH	B
BARRETT, W. L. jr. s. WELLS, R. W.		
*BARRITT, J., HARTLEY, R. S., The protection of wool against attack by insect pests. Ann. appl. Biol. **35**, 467—470 (1948).	DDT HCH	B
BARRITT, J. s. HARTLEY, R. S.		
BARTHOLOMEW, E. T., When insecticides injure plants. West Grower & Shipper **20** (3), 14—15 (1949); Ref.: USDA 1949, 28237.	DDT HCH	B
*BARTILSON, T. H., Benzene hexachloride. Country Gentleman **64** (7), 42 (1949).	HCH	B
*BASTIANSEN, O., HASSEL, O., Deviation from coplanarity of the atoms in structures of halogen substituted benzenes. Acta chem. scand. **1**, 489 bis 499 (1947).	(HCH)	Ch
*BASTIANSEN, O., HASSEL, O., A new isomer of hexachlorocyclohexane with zero dipole moment. Acta chem. scand. **1**, 683 (1947); Ref.: C. A. 1948, 4180. — B. A. 1949, B III, 315 — 9. Beih.	HCH	Ch Ph
*BASTIANSEN, O., ELLEFSEN, Ø., HASSEL, O., Structure of α, β, γ, δ and ε benzene hexachloride. Research **2**, 248 (1949); Ref.: C. A. 1950, 897.	HCH	Ph

*Bastiansen, O., Hassel, O., Koren-Lund, L., Molecular structures of dodecafluoro-cyclohexane and decafluoro-cyclopentane. Acta chem. scand. **3**, 297—298 (1949); Ref.: C. A. 1949, 7277.	(HCH)	Ph
*Bastiansen, O., Ellefsen, Ø., Hassel, O., Electron diffraction investigation of α, β, γ, δ and ε benzene-hexachloride. Acta chem. scand. **3**, 918—925 (1949).	HCH	Ph
Batchelor, G. S. s. Brenkey, E. P.		
*Bateman, E. W., Heath, G. D., Generation of insecticidal smokes. J. Soc. chem. Ind. **66**, 325—330 (1947): Ref.: C. A. 1948, 2385. — R. A. E. 1949 A, 480. — R. A. E. 1949 B, 226.	DDT HCH	B
Batiková, L. s. Kočmid, V.		
Batte, E. G., Turk, R. D., Toxicity of some synthetic insecticides to dogs. J. econ. Entomol. **41**, 102—103 (1948); Ref.: C. A. 1948, 4707. — R. A. E. 1949 B, 170. — R. C. Roark E — 802.	HCH Diën	B
Batte, E. G., Gaines, J. C., Comparison of DDT and chlordan for the control of the horse louse (*Bovicola equi*). J. econ. Entomol. **41**, 830—831 (1948): Ref.: C. A. 1949, 1520. — USDA 1949, 29235. — R. A. E. 1950 B, 6.	DDT Diën	B
Batte, E. G. s. Turk, R. D.		
Battes, E. T. s. Poos, W. F.		
Baum, A. A. s. Sturgis, B. M.		
Baumann, G. s. Yersin, H.		
Bausch, H. Schädlingsbekämpfung und Desinfektion mit neuen Mitteln und Methoden. Brauerei **3**, 217—218, 222, 226 (1949); Ref.: C 1950 I, 2149.	DDT HCH E	B
*Beacher, J. H., Parker, W. L., Residual toxicity. Misc. Paper No. 46. Publ. 218 and Scientific article 140 (1948); Oel Sta. Bull. 218.	DDT Diën	B
Beacher, J. H. s. Le Roy Parker, W.		
Beacher, J. H. s. Stearns, L. A.		
Beagle, A. G. s. Cobett, N. G.		
*Becker, G., Beobachtungen über Erholung von Scheintodlähmungen durch Kontaktgifte bei Cerambyciden. Anz. Schädlingskunde **23**, 1—2 (1950); Ref.: C 1950 II, 809.	DDT HCH Diën E	B
Bechtol, L. D. s. Purdue Foundation.		
*Beckley, V. A., Persistence of pyrethrins and gamma isomer of benzene hexachloride. Nature [London] **164**, 458 (1949); Ref.: C. A. 1950, 269.	HCH	B
Beckwith, C. s. Lidov, R. E.		
*Becnel, I. J., Mayeux, J. S., Roussel, J. S., Insecticide tests for the control of cotton boll weevil and cotton aphids in 1946. J. econ. Entemol. **40**, 508—513 (1947); Ref.: C. A. 1948, 715. — R. A. E. 1949 A, 194.	DDT HCH	B
Becnel, I. J. s. Smith, C. E.		
Becnel, I. J. s. Smith, C. N.		
Bednova, M. S. s. Kryuger, E. A.		
Beekenkamp, G., Gammexane. Groenten en Fruit **2**, 445 (1946).	HCH	B
Beer, R. E. s. Pritchard, A. E.		
Beffa, G. D., (Orthopterous insect attacks in Italy). Ann. Sper. agric. **2**, 567—589 (1948); Ref.: B. A. 1949, B III, 115.	HCH	B
Bégué, H., (New studies on products used against the potato beetle.) Chim. et Ind. **58**, 591 (1947); Ann. épiphyt. **12**, 209—244 (1946); Ref.: C. A. 1948, 4708.	DDT HCH	B
Bégué, H. s. Raucourt, M.		
Behrens, H., Behandlung der Sommerwunden der Pferde mit dem Hexachlorcyclohexanpräparat „Pecusanol". Dtsch. tierärztl. Wschr. **57**, 79—80 (1950); Ref.: **C 1951 I**, 1192.	HCH	B
Beiger, N. E. s. Krijgsman, B. J.		
Beilstein, F., Kurbatow, A. P., Über die Chlorderivate des Benzols. Liebigs Ann. Chem. **192**, 228—240 (1878).	(HCH)	Ch
Beilstein, F. K., Beilsteins Handbuch der Organischen Chemie, 4. Aufl., 1922, Bd. 5, S. 23, Berlin; auch Erg.-Werk I, 1930, Bd. 5, S. 8 und Erg.-Werk II, 1943, Bd. 5, S. 11—12.	HCH	Ch Ph
Bein, M. L. s. Schopfer, W. H.		
*Bekker, P. M., Graf, H., Benzene hexachloride and DDT dips for control of arsenic resistant blue tick. Farm. South Africa **21**, 361—366 (1946); Ref.: R. A. E. 1947 B, 64.	DDT HCH	B

*BEKKER, P. M., GRAF, H., MALAN, J. R., MERWE, V. D., Die vergelykende waarde von arseen, B H C en DDT indien gebruik in dipbakke teen bosluise op beeste. Vorgetragen vor der S. A. Vereniging vir die Bevordering van Wetenskap, Juli 1949; Veröffentlichung S. A. V. M. A. Joernaal September 1949, 22 S.	DDT HCH	B
BENDER, H. s. GREAT WESTERN ELEKTRO-CHEMICAL Co.		
BENLLOCH, M., Ensayos de laboratorio sobre la accion por contacto de los insecticidas organicos chlorados (DDT y 666). Bol. Patol. veg. Entomol. agric. **14**, 189—198 (1945); Ref.: R. A. E. 1948 A, 199. — Z. Pfl. 1948, 318.	DDT HCH	B
BENLLOCH, M., Observaciones sobre la eficacia insecticida de los preparados comerciales a base de DDT y gamma-hexano. Bol. Patol. veg. Entomol. agric. **14**, 343—352 (1946); Ref.: R. A. E. 1948 A, 204. — Z. Pfl. 1948, 192.	DDT HCH	B
BENLLOCH, M., Los nuevos insecticidas organicas. Agricultura (Madrid) **14**, 511—516 (1945).	HCH	
BENLLOCH, M., Essais de laboratoire sur l'action par contact des insecticidas organiques chlores (DDT et 666). Rep. 1st int. Congr. Plant Prot. Heverlee **1946**, 469—479.	DDT HCH	B
BENLLOCH, M., Algunos factores que influyen sobre la suspensibilidad el la agua de los modernos insecticidas organicos clorados (DDT y gamma-hexano). Spain Estac. de Fitopatol. Agric. B. de Patol. veg. y Entomol. agric. **15**, 165—174 (1947); Ref.: USDA 1948, 66349.	DDT HCH	B
BENNETT, S. A., MARTIN, H., Qualitative examination of insecticidal properties. Progress report 1947. A. K. agric. horticult. Res. Sta. Bristol **1947**, 147—156; Ref.: B. A. 1949, B III, 20. — R. A. E. 1949, 482.	Diën	B
BERGER, E., (Production of chlorides by primed reaction). C. R. hebd. Séances Acad. Sci. France **171**, 29—32 (1920).	(HCH)	Ch
BERGMAN, F., JAPHE, H., Quantitative determination of dicyclopentadiene. Analyt. Chem. **20**, 146—147 (1948).	Diën	Ch
BERGOL'TS, M. K., (DDT preparation-pentachlorin). Med. Parasitol. and Parasitic Dis. (UDSSR) **16** (1), 84—88 (1947); Ref.: C. A. 1947, 6015.	DDT HCH	
BERIM, N. G., EDEL'MAN, N. M., (Some physiological factors which determine the resistance of insects to DDT and benzene hexachloride). Doklady Akad. Nauk. SSSR **67**, 585—588 (1949); Ref: C. A. 1949, 8561.	DDT HCH	B
BERTHELOT, M. P. E., Methode universelle pour réduire et saturer d'hydrogène les composées organiques. Soc. Chim. de France Bull. **9**, 8—31 (1868).	HCH	Ch
BERTOSSI, F., CIFERRI, R., (Action of hexachlorocyclohexane on *Lupinus albus*). Ist. botan. univ. lab. crittogam., Pavia, Atti (5) **3**, 291—298 (1947); Ref.: C. A. 1949, 7626.	HCH	B
BERTRAM, D. S. s. UNSWORTH, K.		
BERWICK, L. F. s. WHITEHEAD, F. E.		
BESEMER, A. F. H., Expériences acquires aux Pays-Bas par l'emploi de nouveaux produits et de nouvelles méthodes de lutte contre les maladies des plantes pendant la guerre et depuis la libération du territoire. Rep. 1st int. Congr. Plant Prot. Heverlee **1946**, 373—386; Ref.: R. A. E. 1948 A, 285.	DDT HCH	B
BESEMER, A. F. H. Testmethoden voor het onderzoek van de eidoodende werking van winterbestrijdingsmiddelen. Rep. 1st int. Congr. Plant Prot. Heverlee **1946**, 557—571; Ref.: R. A. E. 1948 A, 295.	HCH	B
BESEMER, A. F. H., GERRITS, C., ORMEL, H. A., (New remedies for the control of the colorado potato beetle). Maandl. Landbouwoorlichtungsdienst **5**, 97—104 (1948); Ref.: C. A. 1948, 5606.	DDT HCH	B
BESSLER, C. s. PATRISSI, T.		
BETTINI, S., (New insecticides). Riv. di Parassitol. **9**, 39—55 (1948); Ref.: USDA 1949, 45914.	DDT HCH Diën	Ch B
BETTINI, S., BARACHINI, B., (Octa-Klor and gammexane for fly control). Riv. di Parassitol. **9**, 85—91 (1948); Ref.: C. A. 1949, 6355.	HCH Diën	B
*BETTINI, S., I nuovi insetticidi. Rend. ist. super sanità **11**, 821—840 (1948); Ref.: C. A. 1949, 3964. — USDA 1949, 37641.	DDT HCH Diën	Ch B
*BETTINI, S., BARACHINI, B., Primi risultati della lotta con l'octa-Klor e il gammaesano contro la mosche domestiche resistanti al DDT. Rend. ist. super sanità **11**, 841—848 (1948); Ref.: C. A. 1949, 3965. — USDA 1949, 38084.	DDT HCH Diën	B

Beveridge, C. R. s. Imperial Chemical Industries, Ltd.		
Bezobrazov, Y. N., Molchanov, A. V., (Production of technical hexachlorocyclohexane). Khim. Prom. **1946** (10), 9—13; C. A. 1947, 4111.	HCH	Ch
Bigelow, L. A., Thompson, R. Y., Tarrant, P., Fluorine as a halogen; reaction with a highly deactivated aromatic nucleus. Ind. Engng. Chem., ind. Edit. **39**, 360—364 (1947); Ref.: C. A. 1947, 3437. — 9. Beih.	(HCH)	Ch
Bigelow, L. A., Pearson, J. H., The action of elementary fluorine upon aromatic organic compounds. II. The fluorination of C_6Cl_6. J. Amer. chem. Soc. **56**, 2773—2774 (1934); Ref.: 9. Beih.	(HCH)	Ch
Bigger, J. H. s. Weinman, C. J.		
*Bijvoet, J. M., The crystal structure of gammexane. Recueil Trav. chim. Pays-Bas **67**, 777—781 (1948); Ref.: C. A. 1949, 2838.	HCH	Ph
Bijvoet, J. M. s. Bommel, A. J. van.		
Bijvoet, J. M. s. Vloten, G. W. van.		
Bilicke, C. s. Dickinson, R. G.		
Bilicke, C. s. Hendricks, S. B.		
*Bishopp, F. C., Use of DDT as an insect control in the canning industry. Canner **102**, 13—14, 18 (1946); Ref.: C. A. 1946, 2582.	DDT HCH	B
Bishopp, F. C., New insecticides. A progress report on results being obtained in preliminary test studies. Agric. Chem. **1**, 19—23, 39—40 (1946); Ref.: R. C. Roark E — 802.	HCH	B
*Bishopp, F. C., The insecticidal situation. J. econ. Entomol. **39**, 449—459 (1946); Ref.: C. A. 1947, 554. — R. A. E. 1948 A, 12. — R. A. E. 1948 B, 7. — 9. Beih.	DDT HCH E	B
Bishopp, F. C., Contamination of foods by insecticides. Agric. Chem. **4** (3), 36—38, 83—87 (1949); Ref.: B. A. 1949, B III, 394.	DDT HCH E	B
*Bishopp, F. C., Knipling, E. F., Insecticides applied on livestock. Ind. Engng. Chem., ind. Edit. **40**, 713—716 (1948); Ref.: C. A. 1948, 5155. — USDA 1948, 39941. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
*Bishopp, F. C., Large scale insect control problems. Soap Sanit. Chemicals **24** (2), 143—145, 169 (1948); Ref.: R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
Biswas, B. s. Lal, J. B.		
Blanchard, R. A., Chamberlin, T. R., Tests for insecticides including DDT, against the corn earworm and the fall armyworm in corn. J. econ. Entomol. **41**, 982—935 (1948); Ref.: C. A. 1949, 3136. — B. A. 1949, B III, 458. — R. A. E. 1950 A, 63.	DDT HCH Diën	B
Blanchard, R. A. s. Wene, G. P.		
Blattný, C., Osvald, V., Kríz, J., Kvýskytum obilných ploštic v čechách v. r. 1948. Ochrana rostlín **21**, 52—58 (1948); Ref.: Z. Pfl. 1949, 334.	DDT HCH	B
Blekkingh, J. J. A., (Struktur und Isomere von Cyclohexanderivaten). Recueil Trav. chim. Pays-Bas **68**, 345—357 (1949); Ref.: C 1950 I, 959.	HCH	Ch Ph
Blickle, R. L., Capelle, A., Morse, W. J., Insecticide resistant houseflies. Soap Sanit. Chemicals **24** (8), 139—141, 149 (1948); Ref.: USDA 1948, 73546. — B. A. 1949, B III, 40.	DDT HCH	B
Blinn, R. C. s. Gunther, F. A.		
Bliss, D. E. s. Lindgren, D. L.		
Block, S. S., Insecticidal surface coatings. I. Soap Sanit. Chemicals **24** (2), 138—141, 171 (1948); Ref.: C. A. 1948, 8406. — R. A. E. 1950 B, 67. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH	B
Block, S. S., Insecticidal surface coatings. II. Soap Sanit. Chemicals **24** (3), 151—153 (1948); Ref.: USDA 1948, 33015. — R. C. Roark E — 802.	HCH	B
Block, S. S., Residual toxicity tests on insecticidal protective coatings. Soap Sanit. Chemicals **24** (4), 155, 157, 159, 161, 207, 213 (1948); Florida Engng. Ind. Exp. Sta. Techn. Paper **20**, 5 S. (1948); Ref.: C. A. 1950, 5512. — USDA 1949, 20272. — R. A. E. 1950 B, 109. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
Blood, D. C. Craven, C. P., Astill, K. J., The toxicity of gammexane for cats. Austral. veterin. J. **24**, 131 (1948); Ref.: USDA 1948, 59441.	HCH	B
Bloomfield, H., Putting the brakes on DDT. Country Gentleman **64** (5), 20, 98, 102—103 (1949).	DDT HCH Diën E	B

*BLONCK, H. Erfahrungen mit neuartigen Insektiziden im Ausland. Z. angew. Entomol. **31**, 77—98 (1948); Ref.: USDA 1950, 4787. — C 1950 I, 110.	DDT HCH Diën E	B
BOBB, M. L. Benzene hexachloride in plum curculio control. Proc. Virginia State horticult. Soc. 51st Ann. Meeting **1946**, 47—53; Ref.: C. A. 1947, 4607.	HCH	B
BOBB, M. L., Sprays for control of the peach-tree borer. J. econ. Entomol. **42**, 343—345 (1949); Ref.: C. A. 1949, 8088. — B. A. 1949, B III, 500. — R. A. E. 1950 A, 209.	DDT Diën E	B
*BOBB, M. L., Insecticides for control of plum curculio. J. econ. Entomol. **43**, 157—160 (1950); Ref.: C. A. 1950, 6074.	HCH Diën E	B
BOCKLAGE B. C. s. DOISY, E. A. jr.		
BODEWIG, C., Benzene hexachloride. Z. Krystallogr. **3**, 401 (1879); Ref.: Jahresber. über Fortschr. d. Chem. **1879**, 387.	HCH	Ph
*BOESEKEN, J., TELLEGEN, F., HENRIQUEZ, P. C., (Über die Konfiguration des Dioxans und der beiden cis- und trans-Naphthodioxane). Recueil trav. chim. Pays-Bas **54**, 733—739 (1935); Ref.: C 1936 I, 2093. — 9. Beih.	(HCH)	Ch
BÖHM, H., Sommerbekämpfung der San José-Schildlaus (*Quadraspidiotus [Aspidiotus] perniciosus* Comst.). Pflanzenschutzber. **3**, 1—9 (1949); Ref.: Z. Pfl. 1949, 330.	DDT HCH	B
BOLLOW, H., Die Giftigkeit der synthetischen Kontaktinsektizide. Pflanzenschutz **2**, 17—19 (1950).	HCH	B
BOLTON, A. B., s. WESTGATE, M. W.		
*BOMMEL, A. H. VAN, STRIJK, B., BIJVOET, J. M., Crystal structure of δ-benzene hexachloride. Proc. Koninkl. Nederland Akad. Wetenschap **53**, 47—49 (1950); Ref.: C. A. 1950, 5676.	HCH	Ph
BONARD, C. G. s. DREYFUS, H.		
BONDY, F. F. s. FIFE, L. C.		
BONDY, F. F. s. RAINWATER, C. F.		
BONDY, F. F. s. WALKER, R. L.		
*BONNEMAISON, L., Essais de traitements chimiques contre l'anthonome du pommier. C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **30**, 356—358 (1944)	HCH	B
BONNEMAISON, L., Sur l'action aphicide de quelques composés organiques. R. C. hebd. Séances Acad. Agric. France **32**, 38—40 (1946); Ref.: R. A. E. 1947 A, 421.	HCH	B
BONNEMAISON, L., L'anthonome du poirier. Rep. 1st int. Congr. Plant Prot. Heverlee **1946**, 227—235 (1947); Ref.: R. A. E. 1948 A, 207.	DDT HCH	B
BONNEMAISON, L., (A new synthetic organic insecticides from the group of phosphoric esters mixtures.) C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **33**, 554—556 (1947); Ref.: C. A. 1948, 3523. — USDA 1948, 33018.	DDT HCH E	B
BONNEMAISON, L., (Insecticide treatments against elaterial beetles.) C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **33**, 556—559 (1947); Ref.: C. A. 1948, 5155.	DDT HCH	B
*BONNEMAISON, L., Sur une nouvelle méthode de lutte chimique à appliquer contre les taupins. C. R hebd. Séances Acad. Agric. France **34**, 174—176 (1948); Ref.: C. A. 1949, 811.	DDT HCH E	B
*BONNEMAISON, L., Traitement du sol et des semences contre les taupins. C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **35**, 522—524 (1949); Ref.: C. A. 1950, 5055.	HCH	B
BONNEMAISON, L., Chemical control of Elaterids. 2nd Int. Congr. Crop Prot., London 1949. Abstr. Commun. 69—70; Ref.: B. A. 1949, B III, 460.	DDT HCH	B
BONNY, W. T., The helicopter grows up. Down to Earth **3** (4), 14—15 (1948).	HCH	B
BORB, M. L., New insecticides for peach insects. Mountainer Grower **17**, 16—19, 22—24 (1947).	HCH	B
BORB, M. L., Benzene hexachloride in plum curculio control. Virginia Fruit **35** (1), 47—53 (1947).	HCH	B
BORB, M. L., Plum curculio control. Virginia Fruit **36** (1), 56—63 (1948).	HCH	B
*BORCHERT, A., Über Räudebekämpfung mit Hexachlorcyclohexan. Mh. Veterinärmed. **4**, 153 (1949); Ref.: C 1950 I, 1753.	HCH	B
BORDEN, A. D., MADSEN, H., New insecticides. Pear Growers Leagne Ann. **1948**, 45, 47 (1948); Ref.: USDA 1948, 33021.	DDT HCH	B
BORDEN, A. D., Control of codling moth on pears with a DDT spray. J. econ. Entomol. **41**, 118—119 (1948); Ref.: C. A. 1948, 6046. — R. A. E. 1949 A, 353.	DDT Diën	B

Borg, Å., Ett bepudringsförsök med DDT- och hexapreparat mot jordgubbsvecklaren. Växtskyddensnotiser **1947**, 33—36; Ref.: USDA 1948, 73 675. — R. A. E. 1949 A, 321.	DDT HCH	B
Borg, Å., Bekämpningsförsök mot plommonstekeln. Växtskyddensnotiser 1948 (4), 54—56 (1948); Ref.: R. A. E. 1950 A, 220.	DDT HCH	B
Bory, L., Glassner, L., La désfruction radicale des poux par une poudre chlorée. Bull. Acad. Méd. vom 14. und 21. Dezember 1943.	HCH	B
*Boschke, H., Referat zur Schrift „Zur Kenntnis der Kontakt-Insektizide II". Angew. Chem. **62**, 441 (1950).	DDT HCH Diën	
Boss, M. L. s. Schopfer, W. H.		
Boswell, A. L. s. Smith, F. F.		
Botha, D. H. s. Gunn, D. L.		
Bottger, G. T., Levin, C., Comparative toxicity to insects of benzene hexachloride (γ-hexachlorocyclohexane) and DDT. J. econ. Entomol. **39**, 539—541 (1946); Ref.: C. A. 1947, 1065. — R. A. E. 1948 A, 22. — Z. Pfl. 1949, 236. — Pflanzenschutzber. 1948, 124.	DDT HCH	B
*Bottger, G. T., Yerington, A. P., Preliminary tests on N-substituted p-nitrobenzamides as insecticides. U. S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin., Bur. Entomol. Plant Quarantine E — 764, 10 S. (1948); Ref.: C. A. 1949, 2357.	DDT HCH E	B
*Bottger, G. T., Yerington, A. P., Preliminary tests of synthetic organic compounds as insecticides. V. U.S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin., Bur. Entomol. Plant Quarantine E — 744, 14 S. (1948).	DDT HCH	B
*Bottger, G. T., Gertler, S. I., Comparative toxicity to certain insects of DDT, its bromine and fluorine analogs, and gamma benzene hexachloride. J. econ. Entomol. **42**, 611—614 (1949); Ref.: C. A. 1950, 266. — USDA 1950, 4789. — B. A. 1950, B III, 183. — Z. Pfl. 1949, 359.	DDT HCH	B
*Bottger, G. T., Gertler, S. I., Preliminary tests of certain phenylhydrazides as insecticides. U. S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin., Bur. Entomol. Plant Quarantine E — 769, 10 S. (1949).	DDT HCH	B
*Bottger, G. T., Gertler, S. I. Preliminary tests on N-substituted m-Nitrobenzamides as insecticides. U. S. Dept. Agric., Agric Res. Admin., Bur. Entomol. Plant Quaratine E — 773, 9 S. (1949); Ref.: C. A. 1949, 7181.	DDT HCH	B
*Bottger, G. T., Gertler, S. I. Preliminary tests on N-substituted phthalimides as insecticides. U. S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin., Bur. Entomol. Plant Quarantine E — 777, 7 S. (1949); Ref.: C. A. 1949, 7182.	DDT HCH	B
*Bouchet, R., Nouveau procédé de lutte chimique contre l'anthonome du pommier, *Anthronomus pomorum* L. C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **30**, 349—353 (1944); Ref.: C. A. 1946, 1960. — R. A. E. 1947 A, 313.	HCH	B
Bouchet, R. L. s. Raucourt, M.		
*Bourne, B. A., Effects of benzene hexachloride and chlordan on the germination of sugar-cane cuttings. Sugar J. **10** (8), 3—4, 20 (1948); Ref.: C. A. 1948, 2385.	HCH Diën	B
Bourne, L. B., Hexachlorocyclohexane as an insecticide. Nature [London] **156**, 85 (1945).	HCH	B
Bouvel, P., Un nouvel insecticide organique de synthèse, l'hexachlorocyclohexane (HCH). Rev. Romande Agric. **1946**, 23.	HCH	
*Bovingdon, H. H. S., Stock, G. H., Control of hide beetles with „Gammexane" and DDT. Int. Soc. Leather Trades Chem. J. **31**, 115—119 (1947); Ref.: C. A. 1947, 4607.	DDT HCH	B
*Bovingdon, H. H. S., Persistence of pyrethrins and gamma isomer of benzene hexachloride. Nature [London] **163**, 731—732 (1949).	HCH	B
*Bovingdon, H. H. S., Bemerkung zur Arbeit von Beckley, V. A.: „Persistence of pyrethrins and gamma isomer of benzene hexachloride". Nature [London] **164**, 458—459 (1949).	HCH	B
Bovingdon, H. H. S. s. Grove, J. F.		
Bovingdon, H. H. S. s. Imperial Chemical Industries, Ltd.		
Bowen, C. V., Haller, H. L., Insecticidal action of organic halogen compounds — a comparison of selected literature reference. U. S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin., Bur. Entomol. Plant Quarantine E — 687, 14 S. (1945): Ref.: C. A. 1946, 1626.	DDT HCH	B

*BOWEN, C. V., POGORELSKIN, M. A., Determination of the gamma-isomer content of benzene hexachloride. Analyt. Chem. **20**, 346—348 (1948); Ref.: USDA 1948, 39946. Nachrichtenbl. dtsch. Pflanzenschutzdienst 1949, 142. — 9. Beih.	DDT HCH	Ch
*BOWEN, C. V., A second list of publications on benzene hexachloride. U. S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin., Bur. Entomol. Plant Quarantine E — 755, 38 S. (1948); Ref.: C. A. 1949, 810. — USDA 1949, 12288.	HCH	Ch Ph B
BOWEN, C. V. s. HALLER, H. L.		
BOWEN, C. V. s. SIEGLER, E. H.		
BOYLSTON, H. G., NETTLE, W. C., SPARKS, L. M., Cotton production and boll weevil control. Your Farm **7** (2), 81—86 (1948).	DDT HCH Diën	B
*BOZKURT, R., DDT ve Gameksan gibi insektisid (Böcek öldürücü zehir) lerin, Arthropod'larin vücudüne girişi hakkinda mukayeseli araştirmalar. Istanbul Univ. fen Fak. Mecmuasi B **13**, Facs. 1, 55—66 (1948); Ref.: C. A. 1948, 6042. — USDA 1948, 39947.	DDT HCH	B
BRACEY, P., DAVID, W. A. L., 666 as an anti mosquito spray. Great Brit. Min., Prod. Thirteenth Interim Rep. on Anto-Mosquito Sprays, IDP (44), **170**, 1—2 (1944).	HCH	B
BRADFORD, B. S. WHITNALL, A. B. M.		
BRAHE-PEDERSEN, O., (Development of chemical insect control in USA and its importance for the future). Tidsskr. for Landøkonomi **1948**, 337—354; Ref.: USDA **1948**, 66353.	DDT HCH	B
BRANDER, G. C., Treatment of cattle mange. Veterin. Rec. **61**, 727—728 (1949); Ref.: B. A. 1950, B III, 130.	HCH	B
BRANNAN, C. F., Chemical pest control. Agric. Chem. **3** (4), 27—29, 79 (1948).	HCH	B
BRANNON, L. W., Further tests for control of Mexican bean bettle and corn earworm on snap beans. J. econ. Entomol. **40**, 103—106 (1947); Ref.: C. A. 1947, 4884. — R. A. E. 1948 A, 229.	DDT HCH	B
BRANNON, L. W., Tests of some new insecticides to control Mexican bean beetle. J. econ. Entomol. **42**, 928—930 (1949); Ref.: C. A. 1950, 3659.— R. C. Roark E — 802.	DDT Diën	B
BRAY, R. W. s. DICKE, R. J.		
*BREAKEY, E. P., BATCHELOR, G. S., The orange tortrix, a pest of raspberries in Western Washington. J. econ. Entomol. **41**, 805—806 (1948); Ref.: R. A. E. 1950 A, 25.	DDT HCH	B
*BREDE, H. D., Vermexan, ein Gamma-hexachlorcyclohexan-Präparat als Anthelminticum. Klin. Wschr. **27**, 755 (1949); Ref.: C 1950 II, 792.	HCH	B
BREDO, H. J., Le „Gammexane" dans la lutte contre les sauterelles. Rep. 1 st int. Congr. Plant Prot. Heverlee **1946**, 485—492 (1946); Ref.: R. A. E. 1948, 294.	HCH	B
*BRETT, C. H., RHOADES, W. C., Control of the red harvester ant with Velsicol 1068. J. econ. Entomol. **39**, 663—664 (1946); Ref.: C. A. 1946, 1380.— R. A. E. 1948 A, 94.	DDT HCH Diën	B
*BRETT, C. H., RHOADES, W. C., Grasshopper control in alfalfa with hexachlorocyclohexane dust. J. econ. Entomol. **39**, 677—678 (1946); Ref.: C. A. 1947, 1380. — R. A. E. 1948 A, 99.	HCH Diën	B
*BRETT, C. H., RHOADES, W. C., Boll weevil control with chlordane, benzene hexachloride, and calcium arsenate dusts. J. econ. Entomol. **40**, 572 bis 574 (1947); Ref.: C. A. 1948, 1011. — R. A. E. 1949 A, 205.	HCH Diën	B
*BRETT, C. H., RHOADES, W. C., Grasshopper control with parathion, benzene hexachloride, chlorinated camphene, and chlordan. J. econ. Entomol. **41**, 16—18 (1948); Ref.: C. A. 1948, 4708. — R. A. E. 1949 A, 337. — R. C. Roark E — 802.	HCH Diën E	B
BRETT, C. H. s. RHOADES, W. C.		
BRETT, G. A. s. O'FARREL, J. B. M.		
BRITISH MINISTRY OF PRODUCTION, Insecticide Development Panel, Minutes of the seventeenth Meeting. 27. 6. 1944. Great Brit. Min. Prod. Rep. IDP (44), 1—7 (1944).	HCH	B
BRITISH WAR OFFICE, Director of Hygiene, Report of preliminary investigation of larvicidal action of the substance 666, received from No. 7 Field Malaria Laboratory, West Africa Force. Great Brit. Min. Prod. Rep. IDP. (44), **196**, 1—14 (8. 8. 1944), 5 S., sup. 19. 8. 1944.	HCH	B

British Water Pollution Research Laboratory, Control of nuisance from flies on percolating filters. Water & Sewage **87** (4), 30–32, 38, 40 (1949); Ref.: USDA 1949, 46248.	DDT HCH	B
*Bromley, S. W., The last few years. J. N. Y. Entomol. Soc. **55**, 207—214 (1947); Ref.: C. A. 1947, 7624.	DDT HCH	B
*Bromley, S. W., Recent advances in control of ornamental and shade tree insects. J. econ. Entomol. **40**, 237—239 (1947); Ref.: C. A. 1947, 5678. — R. A. E. 1948 A, 335.	DDT HCH	B
*Bronson, T. E., Smith, F. F., Simpson, G. W., Control of aphids on potatoes in Northeastern Maine. J. econ. Entomol. **39**, 189—194 (1946); Ref.: C. A. 1946, 5194. — R. A. E. 1947, 253.	DDT HCH	B
Bronson, T. E. s. Dudley, J. E. jr.		
*Brooks, J. W., Anderson, L. D., Toxicity tests of some new insecticides. J. econ. Entomol. **40**, 220—228 (1947); Ref.: C. A. 1947, 5251. — R. A. E. 1948 A, 330.	DDT HCH Diën	B
Brooks, J. W. s. Anderson, L. D.		
*Brouwer, W. M. T. J. de, Een aantasting door een mijt, vermcedelijk, *Phyllocoptes hockeui* Nal., bij perziken en pruimen onder glas. Tijdschr. Plantenziekten **52**, 163—165. (1946); Ref.: R. A. E. 1948 A, 239.	DDT HCH	B
Brown, A. W. A., Toxicity and dispersal of DNOC and other organic insecticides. II. Laboratory studies on the toxicity of DNOC and other organic insecticides to grasshoppers. In Hanford, R. H., Comp., Results of Grasshopper Investigations during 1945. III. Work conducted in Canada, 51 S. Canada Dept. Agric., Sci. Serv. Div. Entomol., Processed Publ. **53**, 32—34 (1946);	HCH	B
*Brown, A. W. A., Hopewell, W. W., Wenner, B. J., McDonald, H., Laboratory assessment of organic insecticides for control of certain Lepidopterous larvae. Canad. Entomol. **79**, 161—166 (1947); Ref.: C. A. 1949, 2726. — USDA 1949, 4739 — R. A. E. 1950 A, 2. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH	B
*Brown, A. W. A., Hurtig, H., Organic insecticides for the lesser migratory locust. J. econ. Entomol. **40**, 276—277 (1947); Ref.: C. A. 1947, 5251. — R. A. E. 1948 A, 341.	DDT HCH Diën	B
Brown, A. W. A., Control of *Melanophus mexicanus* from aircraft with oil bait containing chlordan. J. econ. Entomol. **40**, 607 (1947); Ref.: C. A. 1949, 713. — R. A. E. 1949 A, 216.	Diën	B
*Brown, A. W. A., Robinson, D. B. W., Hurtig, H., Wenner, B. J., Toxicity of selected organic compounds to insects. I. Tests for general toxicity on larvae of *Musca*, *Tribolium*, and *Ephestia*, and adults of *Sitophilus*. Canad. J. Res. **26** D, 177—187 (1948); Ref.: C. A. 1948, 7911. — USDA 1948, 66356. — B. A. 1949, B III. 40. — R. A. E. 1949 A, 169.	DDT HCH Diën	B
*Brown, A. W. A., Wenner, B. J., Park, F. E., Toxicity of selected organic compounds to insects. II. Tests for contact toxicity on nymphs of *Blatella* and *Oncopeltis* and adults of *Tribolium*. Canad. J. Res **26** D, 188—196 (1948); Ref.: C. A. 1948, 7912. — USDA 1948, 66357. — B. A. 1949, B III, 40. — R. A. E. 1949 A, 169.	DDT HCH Diën	B
Browning, R. C., Fraeser, F. C., Shapiro, S. K., Glickman, J., Dubrûle, M., Biological activity of DDT related compounds. Canad. J. Res **26** D, 282—300 (1948); Ref.: C. A. 1949, 2359. — USDA 1949, 12290. — R. A. E. 1950 A, 77.	DDT HCH	B
Bru, M., Nouveaux emplois insecticides de l'hexachlorocyclohexane. C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **32**, 771—772 (1946); Ref.: R. A. E. 1949 A, 60. — R. A. E. 1949 B, 34.	HCH	B
*Bruce, W. G., The progress of Entomology. Florida Entomologist **31**, 64—68 (1948).	DDT HCH Diën E	B
Bruce, W. G. s. Laake, E. W.		
*Bruce, W. B., Decker, G. C., Fly control and milk flow. J. econ. Entomol. **40**, 530—536 (1947); Ref.: C. A. 1948, 714. — R. A. E. 1949 B, 114.	DDT Diën	B
*Bruce, W. N., Characteristics of residual insecticides toxic to the house fly. Ill. Natl. Hist. Survey **25** B, 1—32 (1949); Ref.: C. A. 1950, 1639. — USDA 1950, 5199. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B

*BRUCE, W. N., Current report on housefly resistance to insecticides. Pests **18** (4), 9—10, 19 (1950); Ref.: R. C. Roark E — 802.	DDT Diën E	B
*BRUCE, W. N., DECKER, G. C., House fly tolerance for insecticides. Soap Sanit. Chemicals (1950).	DDT Diën	B
BRÜCKNER, G., Der Einfluß von Kornkäferbekämpfungsmitteln (DDT und Hexa) auf die Getreide- und Mehlqualität. Die Müllerei **3**, 189—190 (1950); Ref.: Z. Pfl. 1950, 317.	DDT HCH	B
BRUMPT, L. C., TRUHAUT, R., Les poudres insecticides. Semaine des hospitaux **16**, 436 (1945).	HCH	B
BRUNETAU, J., La lutte contre les criquets dans le sud-ouest de la France en 1945. C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **32**, 231—234 (1946).	HCH	B
BRYARS, L. F., (Control of) the Mexican leaf-cutting ant in the United States. J. econ. Entomol. **42**, 545 (1949); Ref.: B. A. 1950, B III, 12.	Diën	B
BRYDES, J. D. s. PASFIELD, G.		
BUCKNER, A. J. s. FAY, R. W.		
*BÜHRER, N. E., Sôbre a compatibilidade química entre o hexacloreto de benzeno (BHC) e o carbonato de cálcio (Sambaquí moido). Arquiv biol. e tecnol., Inst. biol. e pesquisas tecnol., Curitiba (Brasil) **3**, 61—66 (1948); Ref.: C. A. 1950, 6070.	HCH	Ch
BUHS, R. P. s. TRENNER, N. R.		
*BURGESS, A. F., SWEETMAN, H. L., The residual property of DDT as influenced by temperature and moisture. J. econ. Entomol. **42**, 420—423 (1949).	DDT HCH	B
BURGESS, F. s. CAMERON, G. R.		
*BURKE, F., Crickets in bakeries. Their habits and some suggestions for their control. Food **15** (173), 37 (1946).	DDT HCH	B
BURN, J. L., New remedies in disinfestation. Roy. Sanit. Inst. J. **66** (1), 19—24 (1946).	HCH	B
BURN, J. L. s. BUSVINE, J. R.		
BURNET, J. M., HOLMES, E., (Gammexane as an agricultural insecticide). 1st Int. Congr. Plant Prot. Heverlee **1**, Gen. Rep. 295—304 (1946); Ref.: C. A. 1949, 810. — R. A. E. 1948 A, 280. — Z. Pfl. 1949, 157.	HCH	B
*BURNETT, D. jr., Ants and their control. Pests (1950).	DDT HCH Diën	B
BURRAGE, L. J., The new insecticide — Gammexane: its physico-chemical background. Chem. and Ind. **1948** (11), 171 (1948); Ref.: USDA 1948, 39953.	HCH	Ch Ph
BURRAGE, L. J. s. IMPERIAL CHEMICAL INDUSTRIES, LTD.		
*BUSBEY, R. L., A list of publications on benzene hexachloride. U. S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin., Bur. Entomol. Plant Quarantine E — 731, 22 S. (1947); Ref.: C. A. 1948, 1696.	HCH	Ch Ph B
BUSBEY, R. L., s. HALLER, H. L.		
BUSHLAND, R. C., RADELEFF, R. D., SMITH, C. L., The effect of livestock of sprays and dips containing new chlorinated insecticides. Unveröffentlicht.	HCH Diën	B
*BUSHLAND, G. C., WELLS, R. W., RADELEFF, R. D., Effects on livestock of sprays and dips containing new chlorinated insecticides. J. econ. Entomol. **41**, 642—645 (1948); Ref.: USDA 1949, 12294. — R. A. E. 1949 B, 235. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
BUSHLAND, R. C., s. EDDY, G. W.		
BUSHLAND, R. C., s. KNIPLING, E. F.		
*BUSSART, J. E., SCHOR, A., Chlordane. Soap Sanit. Chemicals **24** (8), 129—131 (1948); Ref.: USDA 1948, 73240. — B. A. 1949, B III, 41. — Z. Pfl. 1949, 235.	DDT Diën	Ch B
*BUSTON, H. W., JACOBS, S. E., GOLDSTEIN, A., Cause of physiological activity of „gammexane". Nature [London] **158**, 22 (1946); Ref. C. A. 1946, 5523.	HCH	B
*BUSVINE, J. R., New synthetic contact insecticides. Nature [London] **158**, 22 (1946); Ref.: C. A. 1946, 5523. — R. A. E. 1948 B, 183. — 9. Beih.	DDT HCH	B
*BUSVINE, J. R., The comparative toxicity of various contact insecticides to the louse (*Pediculus humanus* L.) and the bed-bug (*Cimex lectularius* L.). Ann. appl. Biol. **33**, 271—279 (1946); Ref.: R. A. E. 1945 B, 217.	HCH	B
*BUSVINE, J. R., BARNES, S., Observations on mortality among insects exposed to dry insecticidal films. Bull. entomol. Res. **38**, 81—90 (1947); Ref.: C. A. 1947, 5676. — B. A. 1949, B III, 335. — R. A. E. 1947 A, 292. — R. A. E. 1947 B, 147.	DDT HCH	B

*Busvine, J. R., Recent improvements in control of domestic insect pests. Monthly Bull. of the Ministry of Health and the Publ. Health Labor. Serv. **1948**, 62–65.	DDT HCH Diën	B
*Busvine, J. R., Burn, J. L., Gamlin, R., Experiments with DDT and gamma BHC („gammexane") for the use against head lice. Med. Off. **79**, 121—124 (1948); Ref.: USDA 1948, 40727.	DDT HCH	B
*Busvine, J. R., Kennedy, J. S., Experiments with insecticidal smokes for indoor use. Ann. appl. Biol. **36**, 76–85 (1949); Ref.: C. A. 1949, 9342. — USDA 1949, 46252. — R. A. E. 1949 B, 239.	DDT HCH	B
*Busvine, J. R., Reid, J. A., A simple remedy for head lice. Med. J. Malaya **3** (4), 232—235 (1949).	DDT HCH	B
Busvine, J. R. s. Hadjinikolau, J.		
*Butcher, F. D., Wilbur, D. A., Dahm, P. A., A comparison of the grasshopper killing effectiveness of chlordane, toxaphene, parathion, and compound 118 sprays and sodium fluosilicate bait in Kansas 1948. J. Kansas Entomol. Soc. **23**. 22–26 (1950); Ref.: C. A. 1950, 5056.	HCH Diën E	B
Butler, G. D. jr, Shaw, F. R., Comparative toxicity of various insecticides to the honeybee. Gleanings Bee Culture **76**, 348—349 (1948); Ref.: USDA 1948, 59568. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH u. a.	B
Butler, G. D. jr., Shaw, F. R., The toxicity of BHC, DDT, and parathion to the honey bee. Gleanings Bee Culture **76**, 496 (1948); Ref.: USDA 1948 66490.	DDT HCH E	B
*Butler, G. D. jr., Carruth, L. A., Corn earworm control with DDT and other insecticides. J. econ. Entomol. **42**, 457—461 (1949); Ref.: C. A. 1950, 789. — B. A. 1950, B III, 9. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
Butler, G. D. jr. s. Shaw, F. R.		
Buxton, P. A., The louse. An account of the lice which infest man, their medical importance and control. London 1947, Edward Arnold & Co., 164 S., 2. Aufl. Ref.: Anz. Schädlingskunde **21**, 45 (1948).	DDT HCH	B
Buxton, P. A., Summary of „Larvicidal properties of DDT and 666; experiments conducted in Ceylon, March and April 1944" (First experimental report by Mafor C. R. Ribbands). Great. Brit. Min. Prod. Rep. 1DP (44) **176**, 1—6 (1944).	DDT HCH	B
*Buxton, P. A., The use of the new insecticide DDT in relation to the problems of tropical medicine. Trans. roy. Soc. Trop. Med. Hyg. **38** (5), 367—400 (1945); Ref.: R. A. E. 1946 B, 154. — 9. Beih.	DDT HCH	B
Buxtorf, A., DDT-Insecticide und Milch. Nachrichtenbl. dtsch. Pflanzenschutzdienst **2**, 9—11 (1950); Ref.: Z. Pfl. 1950, 155.	DDT HCH Diën	B
*Bynum, E. K., Ingram, J. W., Charpentier, L. J., Control of wireworms attacking sugar cane in Louisiana. J. econ. Entomol. **42**, 556–557 (1949); Ref.: C. A. 1950, 787. — B. A. 1950, B III, 12. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
Bynum, E. K. s. Ingram, J. W.		
Buzakott, J. H, The use of benzene hexachloride in North Queensland canefields. J. Austr. Inst. Agric. Sci. **14** (1), 24—27 (1946); Ref.: C. A. 1948, 9049. — USDA 1948, 73468. — B. A. 1949, B III, 159. — R. A. E. 1950, 137.	HCH	B
Cairaschi, A., Harranger, R., Rolland, L., (Control of the common cockchafer (*Melolontha melolontha*) in the high Saone Valley in the spring of 1949). C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **35**, 537—541 (1949); Ref.: C. A. 1950, 5055.	HCH	B
Calderon, C. s. Ortitz-Mariotte, C.		
Caldwell, A. H. jr. s. Hoskins, W. M.		
Caldwell, N. E. H., Codling-moth experiments 1945—1947. Queensland J. agric. Sci. **5**, 61—76 (1948); Ref.: C. A. 1949, 6354. — R. A. E. 1949 A, 447.	DDT HCH	B
Caldwell, N. E. H. s. Cannon, R. C.		
Calhoun, S. L., New insecticides for cotton-insect control. Cotton Trade J. Internatl. Ed. (1948/49) **16**, 151—153 (1948); Ref.: USDA 1949, 28248.	DDT HCH	B
Calhoun, S. L. s. Dunnam, E. W.		
California Spray-Chemical Corporation, Gamtox. U.S. Trademark 421, 592, 4. Juni 1946.	HCH	

CALLAN, E. Mc C., Two new insecticides — DDT and 666. J. Imp. Coll. Trop. Agric. (Trinidad) **22**, 98—99 (1945); Ref.: USDA 1945, 12399. — Roark E — 728 102.	DDT HCH	
CALLAWAY, S. s. GUNN, D. L.		
CALVIN, L. D. s. SMITH, C. F.		
CAMERON, G. R., BURGESS, F., Toxicity of 666. Great. Brit. Min. Prod. Rep. IDP (44), **131**, 1—6 (1944); Ref.: 9. Beih.	HCH	B
CAMERON, G. R., Risks to man and animals from the use of 2,2-bis(p-chlorophenyl)-1,1,1-trichloroethane (DDT), with a note on the toxicology of gamma-benzene hexachloride (666, Gammexane). Brit. med. Bull. **3**, 233 (1945); Z. hyg. Zool. 37, 275 (1945).	DDT HCH	B
CAMPBELL, F. L., The action of insecticides. Sci. Monthly **63**, 153—156 (1946).	HCH	B
CAMPBELL, G. A., DDT and Gammexane. Chem. and Ind. 1948, 366; Ref.: B. A. 1949, B III, 114.	DDT HCH	
CAMPBELL, J. C., PEPPER, B. B., Benzene hexachloride controls wireworms on vegetable crops. New Jersey Agric. **28** (3), 8 (1946); Ref.: C. A. 1947, 4270.	HCH	B
*CAMPBELL, J. C., Promising new chemicals for the control of potato diseases and insects. Amer. Potato J. **25** (2), 48—49 (1948); Ref.: R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
*CAMPBELL, J. C., Promising new chemicals for the control of diseases and insects. Amer. Potato J. **25** (3), 82—86 (1948); Ref.: B. A. 1949, B III, 113.	DDT HCH Diën	B
CAMPBELL, J. C., MARTIN, W. H., Potatoes: Yesterday and today. Farmers Digest **13** (1), 75—79 (1949); Rural New Yorker vom 19. Februar 1949.	DDT Diën	B
CAMPBELL, J. C. s. PEPPER, B. B.		
CAÑIZO, J. DEL, Los nuevos insecticidas sintéticos. DDT y 666. Siembra (Spain) no. 7, 4—7 (1946).	DDT HCH	
CAÑIZO, J. DEL, URQUIJO, P., Experiences sobre la eficacia del gamma-hexano (gamma-666) contra los pulgones (afidos). Bol. de Patol. veg. Entomol. agric. **14**, 181—188 (1946); Ref.: R. A. E. 1948 A, 189.	HCH	B
CAÑIZO, J. DEL, Nuevos insecticidas contra las plagas de la alfalfa. Ganaderia [Madrid] **4**, 1493—1496 (1946).	HCH	B
CANNON, A. B., MCRAE, M. E., Treatment of scabies; report of one hundred patients treated with hexachlorocyclohexane in a vanishing cream base. J. Amer. med. Assoc. **138**, 557—560 (1948); Ref.: USDA 1949. 4414.	HCH	B
CANNON, R. C., CALDWELL, N. E. H., Investigations in the control of tobacco leafminer, *Gnorimoschema operculella* Zell. (Lepidoptera: *Gelechiidae*) with Gammexane and DDT. Queensland J. agric. Sci. **3** (2), 96—102 (1946); Ref.: C. A. 1947, 2846. — R. A. E. 1948 A, 69.	DDT HCH	B
CANNON, R. C., HEGARTY, A., An outbreak of grass webworm in Atherton Tableland pastures. Queensland agric. J. **65**, 402—405 (1947); Ref.: R. A. E. 1948 A, 308.	DDT HCH	B
CANNON, R. C., Investigations in the control of the potato tuber moth, *Gnorimoschema operculella* Zell. (Lepidoptera: *Gelechiidae*) in North Queensland. Queensland J. agric. Sci. **5** (3), 107—124 (1948); Ref.: R. A. E. 1950 A, 166.	DDT HCH	B
CANNON, R. C., Control of the potato tuber moth, *Gnorimoschema operculella* Zell. (Lepidoptera: *Gelechiidae*) in North Queensland. J. econ. Entomol. **42**, 470—473 (1949); Ref.: C. A. 1949, 8599.	DDT HCH	B
CAPELLE, A. s. BLICKLE, R. L.		
CARBALLO-POU, M., La lucha contra la garrapata; el empleo del hexacloruro de benceno, su eficacia e innocuidad. Diario Rural **7** (777), 8 (1948); Ref.: USDA 1948, 66643.	HCH	B
CARDEÑOSA BARRIGA, R., Algo mos sobre el gammexane. Agric. Trop. **4** (10), 51—53 (1948); Ref.: USDA 1949, 12295.	HCH	B
CARDONNE, P., Les nouveaux produits insecticides. Tribune Agric. **41** (748), 1 (1948); Ref.: USDA 1949, 28249.	DDT HCH	B
CARLSON, E. C. s. LANGE, W. H. jr.		
*CARLSON, F. W., YOTHERS, M. A., DEAN, F. P., DDT, benzene hexachloride and sabadilla to control climbing cut worms on peaches and apricots. J. econ. Entomol. **41**, 655 (1948); Ref.: USDA 1949, 12925. — B. A. 1949, B III, 194. — R. A. E. 1949 A, 473.	DDT HCH	B

Carlson, F. W., Tests for toxicants for the peach silver mite. J. econ. Entomol. **41**, 836 (1948); Ref.: R. A. E. 1950 A, 35.	Diën E	B
*Carlson, F. W., Newcomer, E. J., Control of pear psylla in the Pacific Northwest. J. econ. Entomol. **42**, 338–342 (1949); Ref.: C. A. 1949, 9348. — B. A. 1949, B III, 500. — R. A. E. 1950 A, 208. — Z. Pfl. 1949, 229—230.	DDT HCH Diën E	B
Carlson, R. B. s. Metcalf, R. L.		
Carman, G. s. Richardson, C. H.		
Carpenter, K. s. Jary, S. G.		
*Carpenter, S. J., Control of stored food insects with benzene hexachloride. J. econ. Entomol. **40**, 136—137 (1947); Ref.: C. A. 1947, 4607. — R. A. E. 1948 A, 235. — Pests 1947 (7), 39.	DDT HCH	B
Carr, W., Insecticidal paints. Paint Manufact. **16**, 280—282 (1946); Ref. C. A. 1946, 7495.	HCH	
Carruth, L. A. s. Butler, G. D. jr.		
Carruth, L. A., Howe, W. L., Factors affecting use phytotoxicty of DDT and other insecticides for squash borer control. J. econ. Entomol. **41**, 352—355 (1948); Ref.: C. A. 1948. 9049. — USDA 1949, 4745. — B. A. 1949, B III, 291. — R. A. E. 1949 A, 416. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
Carson, N. B. s. Eddy, G. W.		
Carten, s. Huntress.		
*Carter, R. H., Wells, R.W , Radeleff, R. D., Smith, C. L., Hubanks, P. E., Mann, H. D., The chlorinated hydrocarbon content of milk from cattle sprayed for control of horn flies. J. econ. Entomol. **42**, 116—118 (1949); Ref.: C. A. 1949, 6355. — B. A. 1949, B III, 496. — R. A. E. 1950 B, 53. — R. C. Roark E — 802.	DDT Diën	B
*Cates, S., More bad news for bugs. Country Gentleman, Juni 1946; Ref.: 2. Beih.	DDT HCH	B
Cawnpore (India) Ordnance Laboratories, The use of DDT and 666 as insecticides against grain pests. I. Incorporation of DDT and 666 in wall washes. J. Sci. and Ind. Res. **4**, 73—77 (1945); Ref.: C. A. 1946, 667.	DDT HCH	B
Cawnpore (India) Ordnance Laboratories, DDT and 666 as insecticides against grain pests. II. Effect of lime on DDT when incorporated in lime wash. J. Sci. and ind. Res. (India) **4**, 78—79 (1945); Ref.: C. A. 1946, 668.	DDT HCH	B
Cawnpore (India) Ordnance Laboratories, Use of DDT and 666 against grain pests. III. Persistence of toxicity of DDT and 666 applied in wall washes. J. Sci. and Ind. Res. **4**, 493–495 (1946); Ref.: C. A. 1946, 5873.	DDT HCH	B
Cawnpore (India) Ordnance Laboratories, Use of DDT and 666 (benzene hexachloride) against grain pests. IV. DDT aud 666 as sterilizants of flour debris in grain-storage sheds. J. Sci. and ind. Res. (India) **4**, 495—499 (1946); Ref.: C. A. 1946, 5873.	DDT HCH	B
Chaboussou, F., Lavaur, J., La lutte contre l'hoplocampe des prunes (*Hoplocampa flava* L.) en Agenais. C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **31**, 60—64 (1945); Ref.: R. A. E. 1946 A, 229.	HCH	
Chaboussou, F., Lavaur, J. Les traitements du prumier d'ente. Bull. techn. Phytosanitaire 1946, Nr. 1, 57.	HCH	
*Chaboussou, F., Roehrich, R., Pons, R., L'invasion du criquet migrateur (*Locusta migratoria* L.) dans les landes de Gascogne en 1947. C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **34**, 170—178 (1948).	HCH E	B
Chadwick, L. E. s. Horton, R. G.		
Chaffard, M., Les abeilles et les nouveaux insecticides de synthèse.	DDT HCH	B
*Chaix, P., Lacroix, L., Fromageot, C., La toxicité des α, β, γ et δ-hexachlorocyclohexanes vis-à-vis de *Glaucoma piriformis* (*Tetrahymena geleii*). Biochem. et Biophys. Acta **2**, 57—63 (1948); Ref.: C. A. 1948, 6039. — 9. Beih.	HCH	
*Chaix, P., Lacroix, L., Action des γ- et δ-hexachlorocyclohexanes sur l'oeuf d'oursin avant et après fécondation. Biochem. et Biophys. Acta **2**, 86—90 (1948); Ref.: C. A. 1948, 6465. — 9. Beih.	HCH	B
*Chakravorti, S., Effect of gammexane on the durability of paper. Nature [London] **163**, 607—608 (1949); Ref.: C. A. 1949, 5896.	HCH	B

CHAMBERLEIN, F. S., Experiments to control aphids on shade-grown tobacco. J. econ. Entomol. **42**, 544 (1949); Ref.: C. A. 1950, 266. — B. A. 1950, B III, 12. — Z. Pfl. 1949, 219.	DDT HCH Diën E	B
*CHAMBERLIN, T. R., MEDLER, J. T., O'NEAL, E. J., Insecticides for control of spittlebug nymphs in Wisconsin. J. econ. Entomol. **41**, 509—510 (1948); Ref.: C. A. 1948, 9047. — B. A. 1949, B III, 292. — R. A. E. 1949 A, 435.	DDT HCH Diën E	B
*CHAMBERLIN, T. R., MEDLER, J. T., Tests of insecticides against the meadow spittle bug on seed alfalfa. J. econ. Entomol. **42**, 653—656 (1949); Ref.: C. A. 1950, 1217. — USDA 1950, 5352. — B. A. 1950, B III, 184. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
CHAMBERLIN, T. R. s. BLANCHARD, R. A.		
CHAMBERLIN, T. R. s. MEDLER, J. T.		
*CHAMLIN, G. R., The chemistry of benzene hexachloride and its insecticidal properties. J. chem. Educat. **23**, 283—284 (1946); Ref.: C. A. 1946, 4844. — **9**. Beih.	HCH	Ch B
CHAMLIN, G. R., „Fly-proofing". Pests **15** (5), 18, 20, 22 (1947); Ref.: C. A. 1948, 9046.	HCH	B
*CHANCOGNE, N., LAVIE, P., LOUVEAUX, J., VIEL, G., L'apiculture et les traitements antiparasitaires des cultures en 1947. C. R. hebd. Séances Acad. Agric. Frane **34**, 782—786 (1948).	DDT HCH	B
CHANDLER, S. C., BHC and chlordane for plum curculio (*Conotrachelus nenuphar*) and peach insects; Ref.: USDA 1949, 28661. — Amer. Assoc. Econ. Entomol. North. Cent. States Br. Proc. **3**, 101—102 (1948).	HCH Diën	B
*CHANDLER, S. C., Plum curculio control with chlordane and benzene hexachloride. Down to Earth **4** (1), 14—15 (1948); Ref.: USDA 1948, 52647.	HCH Diën	B
CHANDLER, S. C., Control of peach cat-facing in Illinois. J. econ. Entomol. **41**, 52—55 (1948); Ref.: C. A. 1948, 6046. — R. A. E. 1949 A, 340.	DDT HCH Diën	B
*CHANDLER, S. C., Chlordan and benzene hexachloride for control of plum curculio on peach. J. econ. Entomol. **42**, 514—518 (1949); Ref.: C. A. 1950, 790. — B. A. 1950, B III, 10.	HCH Diën	B
*CHANDLER, S. C., New insecticides for peach insects. Experimental work of 1949. Southern Ill. State Horticult. Soc. 1950.	HCH Diën E	B
*CHANDLER, S. C., A comparative study of insecticides for control of plum curculio. J. econ. Entomol. **43**, 73—75 (1950); Ref.: C. A. 1950, 6074.	HCH Diën E	B
CHANDLER, S. C. s. POWELL, D.		
CHANG, T. P., „Gammexane" — new insecticide. Sci. Monthly B. **15**, 140—142 (1948); Ref. USDA 1948, 59447.	HCH	
*CHANOIS, F. R. DU, Toxicity of gamma-benzene hexachloride to preimaginal stages of the housefly. J. econ. Entomol. **40**, 749—751 (1947); Ref.: C. A. 1948, 1697. — R. A. E. 1949 B, 127.	HCH	B
CHANOIS, F. R. DU, s. GJULLIN, C. M.		
*CHAPMAN, A. J., RICHMOND, C. A., FIFE, L. C., Comparative toxicity of benzene hexachloride and DDT to thrips on cotton and onions. J. econ. Entomol. **40**, 575—576 (1947); Ref.: C. A. 1948, 1011. — R. A. E. 1949 A, 206. — Z. Pfl. 1950, 69.	DDT HCH	B
CHAPMAN, A. J. s. FIFE, L. C.		
CHAPMAN, G. C. s. SCHREAD, J. C.		
CHAPMAN, P. J. s. GLASS, E. H.		
CHAPMAN, P. W., Research and investigational activities (annual report). Univ. Georgia, Coll. Agric. Bull. **47**, 5—42 (1948); Ref.: C. A. 1949, 9329.	DDT HCH	B
CHAPMAN, R. K. et al., Where can the newer materials used safely on plants? Ref.: USDA 1949, 28252. — Amer. Assoc. Econ. Entomol. North Cent. States Br. Proc. **3**, 83—86 (1948).	DDT HCH Diën E	B
CHARPENTIER, L. J. s. BYNUM, E. K.		
CHARPENTIER, L. J. s. INGRAM, J. W.		
CHERIAN, M. C., RAO, P. R. N., Trials with DDT and 666 against pests of stored grains. Indians Farming **6**, 572—573 (1945); Ref.: C. A. 1948, 4707.	DDT HCH	B

Cherian, M. C., Mahadevan, V., Preliminary trials with DDT and 666 against the Indian bee Aphis indica; Ref.: USDA 1948, 33156. — Indian Sci. Congr. (Bangalore) Proc. (Ill) **33**, 126 (1947).	HCH	B
Cherian, M. C., Subramaniam, T. V., Further trials with DDT and 666 against insect pests; Ref.: Indian Sci. Congr. (Bangalore) Proc. (Ill) **33**, 126 (1947).	DDT HCH	B
Cherian, M. C., Subramaniam, T. V., Further trials with DDT and 666 against insect pests; Ref.: USDA. 1948, 33027. — Indian Sci. Congr. **33**, Bangalore, 1946, Proc. **3**, 174 (1947).	DDT HCH	B
Chiapelli, R., (Tipula in Italian corn.) Risicoltura **36**, 280 (1948); Ref.: B. A. 1949, B III, 160.	HCH	B
Chiapelli, R., (Destruction of rice parasites by chemical means). Risicoltura **37**, 277—278 (1949); Ref.: B. A. 1950, B III, 124.	HCH	B
*Chisholm, R. D., Mason, A. C., Ethylene dibromidechlordane dip for treating plant balls infested with various stages of the Japanese beetle. U.S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin., Bur Entomol. Plant Quarantine E — 757, 2 S. (1948); Ref.: C. A. 1949, 2361. — USDA 1949, 20486.	Diën	B
Chisholm, R. D. s. Mason, A. C.		
Chiu, S. F., Effectiveness of chinese insecticidal plants with reference to the comparative toxicity of botanical and synthetic insecticides. 2nd Intern. Congr. Crop Protect., London 1949, Abstr. Communn. **37**, 42—43; Ref.: B. A. 1949, B III, 498.	DDT HCH	B
Chomette, A. s. Yersin, H.		
Choudhri. R. S. s. Wilson, J. K.		
Christ, E. G., Driggers, B. F., Strawberry weevil control with new organic insecticides. J. econ. Entomol. **42**, 559 (1949); Ref.: C. A. 1950, 267. — B. A. 1950, B III, 11. — R. C. Roark E — 802.	HCH Diën	B
Chulski, K., The effect of benzene hexachloride on crops grown on various soil types. Mich. Agric. Expt. Sta. Q. Bull. **31**, 170—177 (1948); Ref.: USDA 1949, 28253.	HCH	B
Chwatt, L. J., Report on preliminary investigation of larvicidal action of the substance 666. Gt. Brit. Min. Prod. Rep. IDP **44**, 196 (1944); Ref.: 9. Beih.	HCH	B
Ciba AG., Schädlingsbekämpfungsverfahren. Schwz. P. 262189, 15. 8. 1947; 16. 9. 1949; Ref.: C. 1950 I, 1898.	DDT HCH	
Ciferri, R., Borzini, G., Bertossi, F., The influence of DDT and of hexachlorocyclohexane on alcoholic fermentation and the germination of fungus conidia. Ist. botan. univ. lab. crittogam., Pavia, Atti [5] **3**, 299—306 (1947); Ref.: C. A. 1949, 8089.	DDT HCH	B
Ciferri, R. s. Bertossi, F.		
Clarkson, J. R. s. Gunn, D. L.		
Clausen, R. L., Günthart, E., Essais de lutte contre le ver blanc (*Melolontha melolontha* L.) avec l'hexachlorocyclohexane. Rep. 1st intern. Congr. Plant Protect. Heverlee 1946, 289—294 (1946); Ref.: R. A. E. 1948 A, 279.	HCH	B
Clausen, R. L., Günthart, E., Die Bekämpfung der Maikäfer mit Hexalo. Nr. 10, Techn. Oneu. D. d. Maag-Zürich 1948.	HCH	B
Clausen, R. L., La lutte contre le hanneton *Melolontha melolontha* L. Verh. schweiz. naturf. Ges. **127**, 93—94 (1947); Ref.: R. A. E. 1949 A, 116.	DDT HCH	B
Clausen. R. L., La lutte chimique contre le hanneton commun. Mitt. Schweiz. Entomol. Ges. **21**, 403—444 (1948); Ref.: Z. Pfl. 1949, 221.	DDT HCH	B
Clayton, C. N., Ellis, D. E. Benzene hexachloride fails to control the rootknot nematode. Plant Disease Rep. **31**, 487—489 (1947); Ref.: C. A. 1948, 1371.	HCH	B
Cleve, H., Neue Gesichtspunkte bei der Schädlingsbekämpfung. Mühlen-Ztg. **4**, 33—35 (1950); Ref.: C 150 II, 574.	DDT HCH E	
Cobett, N. G., Petermann, I. F., Beagle, A. G., Eradication of sarcoptic mange of hogs by a single treatment of benzene hexachloride sprays. Veterin. Med. **43**, 407—409 (1948); Ref.: Dtsch. tierärztl. Wschr. 1949, 299.	HCH	B
Cobett, N. G., Preliminary tests in Mexico with DDT, cube, hexachlorocyclohexane, and combinations there of, for the control of cattle fever tick boophilus annulatus. Amer. J. veterin. Res. **8**, 280—283 (1947); Ref.: Z. hyg. Zool. 1949, 275. — Berliner und Münchener tierärztl. Wschr. 1948.	DDT HCH	B

COBBET, N. C. s. KEMPER, H. E.		
COCHRAN, J. H. s. LINDUSKA, J. P.		
*COCKERHAM, K. L., DEEN, O. T., Insecticide tests in field plots for control of the sweetpotato weevil. J. econ. Entomol. **41**, 563–565 (1948); Ref.: C. A. 1949, 1142. — R. A. E. 1949 A, 462.	DDT HCH	B
*COHNEN, W., Gefahren und Vorsichtsmaßregeln bei der Anwendung neuzeitlicher Insektizide. Arzt und Patient **63**, 105–106 (1950); Ref.: Wschr. Aquarien- und Terrarienkunde 1950, 293.	DDT HCH Diën	B
*COHNEN, W., Referat zur Schrift „Zur Kenntnis der Kontakt-Insektizide II". Seifen, Öle, Fette, Wachse **1950**, 261.	DDT HCH Diën	
*COHNEN, W., Die neuen Insektizide E 605 und M 410. Seifen, Fette, Öle, Wachse **76**, 277–278 (1950).	Diën E	Ch B
COLBERG, W. s. MUNRO, J. A.		
COLE, E. L. s. FAY, R. W.		
COLEBROOK, M. A., EITREIM, I. M., GERRITRY, G. N., Insecticide output grows in United Kingdom and Eire. Foreign Com. Weekly (U. S. Dept. Commerce) **21** (2). 13, 46–48 (1945).	HCH	B
COLLETT, R. s. TOMLINSON, T. G.		
COLLIE, J. N., On a space formula for benzene. Chem. Soc. Proc. [London] **13**, 143—145 (1897).	HCH	
COLLIE, J. N., FRYE, C. C., Note on the action of bromine and benzene. Chem. Soc. Proc. [London] **14**, 52–53 (1897).	HCH	Ch
COLLINS, D. L. s. GLASGOW, R. D.		
COMMERCIAL SOLVENTS CORP. (MOREY, G. H.), 1, 2, 3, 4, 5, 6-Hexachlorocyclohexane. A. P. 2 474, 590, 28 Juni 1949; Ref.: C. A. 1949, 6778.	HCH	Ch
COMMON, I. F. B., The yellow-winged locust, *Gastrimargus musicus* Fabr. in Central Queensland. Queensland J. agric. Sci. **5**, 153–219 (1948); Ref.: R. A. E. 1950 A, 170.	DDT HCH	B
COMPTON, C. C., Chlordane in fertilizer (for control of soil insects). Agric. Chem. **4** (4), 29 (1949); Ref.: B. A. 1949, B III, 373. — Z. Pfl. 1949, 416.	Diën	B
CONFINO, M., (Hexachlorocyclohexane. Its application in human and veterinary medicine). Chem. et Ind. **59**, 74 (1948), Lyon Pharm. 1947, (1/2) (1947); Ref.: C. A. 1948, 7879.	HCH	B
CONFINO, M. s. FROMAGEOT, C.		
CONNELL, W. A. s. STEARNS, L. A.		
CONNER, J. T. jr., KULASH, W. M., Cotton insect control in North Carolina. N. C. Agric. Coll. Ext. Circ. **312**, 7 S. (1948); Ref.: R. C. Roark E — 802.	HCH	B
CONNIN, R. V. s. QUESTEL, D. D.		
COOKE, W. H. s. IMPERIAL CHEMICAL INDUSTRIES, LTD.		
COOP, I. E., Sheep dipping trials with derris, DDT and gammexane. Canterbury Chamber Conn. Agric. Bull. **222**, 4 S. (1948); Ref.: USDA 1948, 33033.	DDT HCH	B
*COOPER, N. C., Compressed gas aerosols expand their uses. Chem. Ind. **63**, 970–972, 1058 (1948); Ref.: B. A. 1949, B III, 211.	DDT Diën E	B
COPE, O. B., GJULLIN, C. M., STORM, A., Effects of some insecticides on trout and salinon in Alaska, with reference to blackfly control. Trans. Amer. Fisheries Soc. **77**, 160—177 (1947); Ref.: C. A. 1949, 9352.	DDT HCH Diën	B
COPE, C. B. s. GJULLIN, C. M.		
CORBETT, N. G., Preliminary tests in Mexico with DDT, cube, hexachlorocyclohexane (benzene hexachloride) and combinations thereof, for the control of the cattle fever tick, *Boophilus annulatus*. Amer. J. veterin. Res. **8**, 280—285 (1947).	DDT HCH	B
CORKINS, J. P., Cattle grubs (*Hypoderma bovis*) by spraying. West Livestock Rep. **9** (25), 30 (1949); Ref.: USDA 1949, 28777.	DDT HCH	B
CORONADO PADILLA, R. s. ZUNIGA, H.		
CORTÉS, A. s. MCKELVEY, J. J.		
CORY, E. N., LANGFORD, G. S., Fly control in dairy barns and on livestock by cooperative spray services. J. econ. Entomol. **40**, 425–426 (1947); Ref.: C. A. 1947, 7630. — R. A. E. 1949 B, 80. — 9. Beih.	DDT HCH	B
CORY, E. N. s. GRAHAM, C.		

Costa, J. J., Santa Maria, H. C., Lamdan, S., Contribución al estudio del hexaclorociclohexano o 666. Su química y su poder insecticida. Inst. Sanid. veg. (A) **3**, (26), 35 S. (1947); Ref.: R. A. E. 1950 A, 42.	DDT HCH	
Cottier, W., Insecticidal control of the dicky rice weevil, leafroller, and mealy bug on citrus. New Zealand J. Sci. Technol. **29** A, 276—283 (1948); Ref.: C. A. 1949, 7185. — B. A. 1949, B III, 374. — R. A. E. 1950, A, 131.	DDT HCH	B
Cotton, R. T., Pests in stored products. Yearbook of Agriculture 1943/47, Washington 1949, 874—878.	DDT HCH Diën	B
*Cotton, R. T., Frankenfeld, J. C., Laboratory experiment with residual sprays for control of confused flour beetles in the flour mill and warehouse. Assoc. Operative Millers, Bull. 1948, 1660—1665 (1948); Ref.: C. A. 1948, 5606. — R. C. Roark E — 802.	DDT Diën	B
*Cotton, R. T., Frankenfeld, J. C., Dennis, N. M., Residual sprays for use against the confused flour beetle. U. S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin., Bur. Entomol. Plant Quarantine E — 766, 15 S. (1948); Ref.: C. A. 1949, 2361. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
Couedou, M. s. Progil, S. A.		
Coutier, L., André, H., Prat, J., (Bestimmung der γ- und δ-Isomeren des Hexachlorcyclohexans mittels der Verteilungschromatographie). Chim. analytique [4] **31**, 201—203 (1949); Ref.: C 1950 I, 1642.	HCH	Ch
Coutin, R., Comparison of the action of various insecticides on the imago of the pear midge. (*Contarinia pyrivora*, *Riley*, *Dip. Itonidae*). Parasitica **5**, 40—42 (1949); Ref.: C. A. 1949, 9348. — B. A. 1949, B III, 457.	DDT HCH	B
Coutin, R. s. Delmas, M. M.		
Couturier, M. A., Barraud, M., Ramadier, M. F., Destruction des courtilières (*Gryllotalpa gryllotalpa* L.) a l'aide de l'hexachlorocyclohexane. C R. hebd. Séances Acad. Agric. France **33**, 99—101 (1947); Ref.: C. A. 1947, 6363.	HCH	B
Cowan, F. T. s. Hinman, H. J.		
Cowland, J. W., The cotton jassid (*Empoasca bibyca*) in the Anglo-Egyptian Sudan, and experiments on its control. Bull. entomol. Res. **38**, 99—115 (1947); Ref.: C. A. 1947, 5674.	HCH	B
Cox, A. J., Comments on insecticides. Agric. Chem. **2** (4), 47—49, 65 (1947); **3** (3), 61—64, 71 (1948); **3** (4), 51—53, 70—73 (1948).	HCH	B
Cox, J. A., Control of the grape leafhopper. J. econ. Entomol. **40**, 195—198 (1947); Ref.: C. A. 1947, 5252. — R. A. E. 1948 A, 325.	DDT HCH	B
Cox, J. A., Control of cherry fruit flies. J. econ. Entomol. **40**, 588—590 (1947); Ref.: C. A. 1948, 711. — R. A. E. 1949 A, 210.	DDT HCH	B
*Cox, J. A., DDT proves to be effective in control of rose chafer in Erie county vineyards. Bull. Pa. agric. Exp. Sta. No. 480 (59th Rep., 1945—1946) suppl. No. 3, 10 (1947); Ref.: R. A. E. 1950 A, 171.	DDT HCH	B
*Cox, J. A., Parathion and benzene haxachloride promising in plum curculio control. Pennsylvania Agric. Expt. Sta. Suppl. No. 3 to Bull. **502**, 2, 10 (1949); Ref.: C. A. 1949, 6777. — Z. Pfl. 1950, 289.	HCH Diën E	B
*Cox, J. A., Field experiments for control of the grape berry moth. J. econ. Entomol. **42**, 507—514 (1949); Ref.: C. A. 1950, 790. — B. A. 1950, B III, 10. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
*Cox, J. A., Control of plum curculio on prunes. J. econ. Entomol. **42**, 632—635 (1949); Ref.: B. A. 1950, B III, 179.	DDT Diën E	B
*Cox, J. A., Control of cherry fruit flies. J. econ. Entomol. **42**, 702—703 (1949); Ref.: C. A. 1950, 1221. — USDA 1950, 5207. — B. A. 1950, B III, 179.	DDT Diën E	B
Coyne, F. P., Modern insecticides. Paper presented at the 11st intern Congr. Pure and Appl. Chem., London, 17—24, Juli; Ref.: Agric. Chem. **2** (9), 29 (1947).	HCH	B
Craufurd-Benson, H. J., Mosquito larvicide — 666 dust. Great. Brit. Min. Prod. Rep. IDP (44) **202**, 1—12 (1944).	HCH	B
Craufurd-Benson, H. J., Fly control with DDT and 666. Great. Brit. Min. Prod. Rep. IDP (45) **227**, 1—9 (1945); Ref.: 9. Beih.	DDT HCH	B

CRAUFURD-BENSON, H. J., Modern developments in fly-control. Brit. med. Bull. **3**, 780 (1945); Ref.: Z. hyg. Zool. 1943, 275. — 9. Beih.	DDT HCH	B
CRAVER, C. P. s. BLOOD, D. C.		
CRAWFORD, F. W. s. NIELSON, J. R.		
*CREIGHTON, J. T., New developments in insecticides and application equipment. 23rd Proc. of Natl. Shade Tree Conference 1947, 106—121.	DDT HCH Diën E	B
*CREIGHTON, J. T., HETRICK, L. A., HUNT, P. J., DUNCAN, D. U., The application of chlorinated hydrocarbons to the soil and roosts effectively controls lice of poultry. Poultry Sci. **26**, 674—675 (1947); Ref.: C. A. 1948, 2389.	DDT HCH Diën	B
*CRISTOL, S. J., The kinetics of the alkaline dehydrochlorination of the benzene hexachloride isomers. The mechanism of second-order elimination reactions. J. Amer. chem. Soc. **69**, 338—342 (1947); Ref.: C. 1948 II. 284. — 9. Beih.	HCH	Ch
*CRISTOL, S. J., Structure of α-benzene hexachloride. J. Amer. chem. Soc. **71**, 1894 (1949); Ref.: C. A. 1949, 5752. — 9. Beih.	HCH	Ch Ph
CROSBY, J., Commissioners discuss new insecticides. Calif. Cult. **94** (12), 407 (1947).	HCH	B
CROSBY, J., Wireworms fumigants tested. Calif. Cult. **94** (19), 627—628 (1947).	HCH	B
*CROSS, H. F., SNYDER, F. M., Chigger control. Soap Sanit. Chemicals **25** (2), 135, 137, 139, 141, 143 (1949); Ref.: C. A. 1949, 8599. — B. A. 1949, B III, 359.	HCH	B
*CROWELL, H. H., MORRISON, H. E, CRUMB, S. E. jr., LAUDERDALE, R. W., Cabbage maggot control by the use of benzene hexachloride in the soil. J. econ. Entomol. **41**, 362—365 (1948); Ref.: C. A. 1948, 9050. — USDA 1949, 4558. — B. A. 1949, B III, 289. — R. A. E 1949 A, 417.	DDT HCH Diën	B
*CROWELL, H. H., MORRISON, H. E., The phytotoxicity to cucurbits of some new insecticides. J. econ. Entomol. **43**, 14—16 (1950); Ref: C. A. 1950, 5513. — Z. Pfl. 1950, 159. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
CROWELL, H. H. s. MORRISON, H E.		
CRUMB, S. E. jr. s. CROWELL, H. H.		
CRUMB, S. E. jr. s. MORRISON, H E.		
CUEVARA, J. s. MC KELVEY, J. J.		
CUFF, R L., Stock sprays of tomorrow. Agric. Chem. **1** (6), 23—26 (1946).	HCH	B
*CUFF, R. L., Flies make provits fly. Down to Earth **3** (2), 2—4 (1947).	DDT HCH	B
*CUFF, R. L, National live stock loss prevention board, Southwestern region. Ann. Report. 1947 (Year ending Dec. 31, 1947).	DDT HCH Diën	B
*CUFF, R. L., Cattle louse control with one application. Third annual conference. Amer. Assoc. Econ. Entomologists Peoria, Ill., März 1948.	DDT HCH	B
*CUFF, R. L., Repealing the cattle grub and louse tax. J. Amer. Soc. Farm. Managers and Rural Appraisers **1948**, 57—59.	DDT HCH Diën	B
CUFF, R. L., Odors after spraying beef cattle with BHC; Ref.: USDA. 1949, 28 257. — Amer. Assoc. Econ. Entomol. North. Cent. States Br. Proc. **3**, 48—49 (1948).	HCH	B
CUFF. R. L., Sheep dipping, use of benzene hexachloride. Nat. Wool. Grower **38**, 1, 22 (1948); Ref: B. A. 1949, B III, 25.	HCH	B
CUFF, R. L., New killer for livestock pests. Farmer's Digest **12**, (2), 6—9 (1948).	DDT HCH Diën	B
*CUFF, R L., New killers for livestock pests. Successful Farming **46** (2), 28, 154—155 (1948).	DDT HCH Diën	B
*CUFF, R. L, National live stock loss prevention board. Southwestern region. Ann. Report **1948** (Year ending Dec. 31, 1948).	DDT HCH Diën	B
*CUEF, R. L., Beef gains and odors after using BHC. Third annual conference. Amer. Assoc. Econ. Entomologists Peoria, Ill., März 1948.	HCH	B
CUFF, R. L., Spraying for livestock pests. Successful Farming **47** (6), 64, 66—67, (1949).	DDT Diën	B

Cuff, R. L., Chlorinated insecticides on livestock. Soap Sanit. Chemicals **25** (6), 131, 153 (1949); Ref: B. A. 1949, B III, 479.	DDT Diën	B
Cuff, R. L., Neue Mittel gegen Viehplagen in den Vereinigten Staaten von Amerika. Übersetzung in Desinfektion und Schädlingsbekämpfung **41**, B, 164—166 (1949).	HCH	B
*Cuff, R. L., National live stock loss prevention board. Southwestern region. Ann. Report **1949** (Year ending Dec. 31, 1949).	DDT HCH Diën	B
Cuff, R. R. s. Howell, D. E.		
Cullinan, F. P., Effects of some of the newer organic insecticides on plant life. Agric. Chem. **2** (5), 18—20 (1947); Ref: R. A. E 1949 A, 181. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH	B
Cullinan, F. P., Some new insecticides — their effect on plants and soil. J. econ. Entomol. **42**, 387—391 (1949); Ref: C. A. 1950, 266. — R. A. E. 1950 A, 216. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
Culpepper, G. H. s. Knipling, E. F.		
*Cupples, H. L., Infrared absorption spectrum of gamma-benzene hexachloride. Analyt. Chem. **21**, 630 (1949).	HCH	Ph
Curtis, A. L. s. Stephenson, H. P.		
Cuthbert, F. P. s. Reid, W. J. jr.		
*Cutkomp, L. K., Residual sprays to control *Anopheles quadrimaculatus*. J. econ. Entomol. **40**, 328—333 (1947); Ref: C. A. 1947, 7628. — R. A. E. 1949 B, 79. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
*Cutright, C. R., Sutton, R., Effectiveness of acaricides in DDT-sprayed apple orchards. J. econ. Entomol. **40**, 557—561 (1947); Ref: C. A. 1948, 712. — R. A. E. 1949 A, 200.	DDT HCH E	B
Cutright, C. R., Parks, T. H., Combating the periodical cicada with insecticides. J. econ. Entomol **42**, 359—362 (1949); Ref.: C. A. 1949, 7629. — B. A. 1949, B III, 504. — R. A. E. 1950 A, 212. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
Daasch, L. W., Smith, D. C., Analysis of insecticide „666" (1, 2, 3, 4, 5, 6-hexachlorocyclohexane) by infrared spectroscopy. U.S. Naval Res. Lab. Rep. P-3033, 21 S. (1947)	HCH	Ph
*Daasch, L. W., Infrared spectroscopic analysis of 5 isomers of 1, 2, 3, 4, 5, 6-hexachlorocyclohexane. Analyt. Chem. **19**, 779—785 (1947); Ref.: C. A. 1948, 62. — C 1948 I, 549 — 9. Beih.	HCH	Ph Ch
*Dahm, P. A., Chlordane is a versatile new insecticide. Better Farming Methods **21** (3), 18, 32—33 (1949); Ref.: USDA 1949, 37657.	DDT Diën	B
Dahm, P. A. s. Butcher, F. D.		
Dahms, R. G., Control of the greenbug with insecticides. J. econ. Entomol. **41**, 520—521 (1948); Ref.: B. A. 1949, B III, 287. — R. A. E. 1949 A, 439. — Z. Pfl. 1949, 411.	HCH E	B
*Dahms, R. G., Insecticides for greenbug control. U.S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin., Bur. Entomol. Plant Quarantine (Oklahoma) Mimeographed Circ. M 190, 4 S. (1950).	HCH E	B
*Dallemagne, M. J., Philippot, E., Gernay, J. M., Recherches sur le mécanisme de l'action centrale de l'hexachlorocyclohexane et de la dibenzylméthylamine chez les animaux supérieurs. Experientia **4**, 155 (1948); Ref.: C. A. 1948, 6004. — Ber. ges. Physiol. exp. Pharmakol. 1949, 356. — 9. Beih.	HCH	B
Dallemagne, M. J., Philippot, E., (Toxicity of hexachlorocyclohexane). Arch. intern. pharmacodynamic **76**, 274—296 (1948); Ref.: C. A. 1948, 6454. — USDA 1948, 66368.	HCH	B
Dallemagne, M. J. s. Philippot, E.		
Dame, F., Erfahrungen über Schädlingsbekämpfung mit Gesarol und Hexachlorid-Präparaten in den Jahren 1946 und 1947. Ceres (Hamburg) **1948** (5/6), 16—17 (1948); Ref.: USDA 1949, 37658.	DDT HCH	B
Darley, M. M. s. Driggers, B. F.		
David, W. A. L., The measurement of the quantity of spray collected by flying insects (*Aedes aegypti* and *Musca domestica*) exposed to insecticidal mists. Great Brit. Min. Prod. 21st Interim Rep. on Anti-Mosquito Sprays IDP (45) **236**, 1—5 (1945).	HCH	B

*DAVID, W. A. L., The quantity and distribution of spray collected by insects flying through insecticidal mists. Ann. appl. Biol. **33**, 133—141 (1946); Ref.: C. A. 1946, 7503. — R. A. E. 1948 B, 185.	DDT HCH	B
DAVID, W. A. L. s. BRACEY, P.		
*DAVIDOW, B., WOODARD, G., An ultraviolet spectrophotometric method for the determination of benzene hexachloride. J. Assoc. off. Agric. Chemists **32** (4), 751—758 (1949).	HCH	Ph
DAVIDOW, B. s. FRAWLEY, J. P.		
DAVIDOW, B. s. WOODARD, G.		
DAVIDSON, G., Field trials with „Gammexane" as a means of malaria control by adult mosquito destruction in Sierra Leone. I. The effect of „Gammexane" on mosquitoes. II. The effect of treatments on house with „Gammexane" on the malaria-rate in the inhabitants. Ann. trop. Med. Parasitol. **41**, 178 - 214 (1947).	HCH	B
DAVIDSON, G., „Gammexane" and mosquito control. Brit. med. J. **1947** I, 681; Ref.: C. A. 1950, 3663. — C [Verlag Chemie] 1947 II, 265. — Zbl. Bakt. und Parasitenkunde 1949, 476.	DDT HCH	B
DAVIDSON, G., Gammexane and mosquito control in the Belgian Congo. Brit. med. J. **1949**, 101—102; Ref.: USDA 1949.	HCH	B
DAVIDSON, R. H. s. NISWANDER, R. E.		
*DAVIES, D. L., Recent developments in synthetic insecticides with special reference to „Gammexane". Inst. Sewage Purif., J. and Proc. 1949, 58—65; Ref.: C. A. 1949, 6777. — B. A. 1949, B III, 440. — C 1950 II, 809.	HCH	B
DAVIES, E. L., Toxicity of selected organic compounds to insects. III. Tests on adults of *Sitophilus granarius*. Alberta (Suffield) Exp. Sta. Techn. Minute. No. 114, 7 S. (1946).	HCH	B
DAVIS, A. C. s. RAWLINS, W. A.		
DAVIS, D. s. MICHELBACHER, A. E.		
DAVIS, E. D. s. REES, B. E.		
DAVIS, J. J., New chemicals for insect control. Pest Control & Sanit. **2** (12), 14—15 (1947).	HCH	B
DAVIS, J. J., What a salesman should know about insecticides. Pests **16** (4), 26, 28, 40 (1948); Ref.: USDA 1948, 39963.	DDT HCH Diën E	B
DAVIS, L. L., Benzene hexachloride in canned peaches. Food Technol. **2**, 303—307 (1948); Ref.: B. A. 1949, B III, 391.	HCH	B
*DAWNSON, R. B., ESCRITT, J. R., Leather-jacket control with benzene hexachloride and with DDT. Nature [London] **158**, 448 (1946); Ref.: C. A. 1947, 557. — Z. Lebensm. Unters. 89 (2), 240.	DDT HCH	B
DEAN, F. P. s. CARLSON, F. W.		
DEAN, F. P. s. NEWCOMER, E. J.		
DEAN, H. A. s. GAINES, J. C.		
*DEAN, R. W., Plum curculio control with chlorinated hydrocarbon insecticides in 1947. J. econ. Entomol. **41**, 524—525 (1948); Ref.: C. A. 1948, 9052. — USDA 1949, 4483. — B. A. 1949, B III, 285. — R. A. E. 1949 A, 440.	DDT HCH Diën	B
DE ATLEY, L. S., Chemicals and pests control. Pests **15** (1), 32, 34, 36—38 (1947).	HCH	B
DECKER, G. C., APPLE, J. W., WRIGHT, J. M., PETTY, H. B., European corn borer control on canning corn. J. econ. Entomol. **40**, 395—400 (1947); Ref.: C. A. 1947, 7634. — R. A. E. 1949 A, 153. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH	B
DECKER, G. C. s. APPLE, J. W.		
DECKER, G. C. s. BRUCE, W. N.		
DECKER, G. C. s. KEARNS, C. W.		
DECKER, G. C. s. s. WEINMAN, C. J.		
DECKER, P. s. WOLFENBARGER, D. O.		
DEEN, O. T. s. COCKERHAM, K. L.		
DEFFNER, M., Manufacture and use of new insecticides in Greece. Rev. intern. tabacs **23**, 132—133 (1948); Ref.: C. A. 1949, 9340.	HCH	Ch B
*DEFFNER, M., AUGUSTIDES, D., Insecticidal power and microscopical structure of residual films of phenyl-isonitrile and benzene haxachloride. Nature [London] **163**, 769 (1949); Ref.: C. A. 1949, 7184.	HCH	Ph B
*DELMAS, M., COUTIN, R., Action toxicologique de divers insecticides sur les adultes du capnode. C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **34**, 781—782 (1948); Ref.: C. A. 1949, 3555.	DDT HCH	B

*Delvaux, E., Dormal, S., Substances toxiques spécifiques. Insecticides — herbicides. Agricultura **44** (1—2), 47—60 (1946); Ref.: C. A. 1947, 4606.	DDT HCH	B
*Delvaux, E. L., Bernimolin, P. J., La toxicité pour les vertébrés des principaux insecticides de synthèse. Med. Landbouwhogeschool en de Opzoekingsstations **15** (1), 175—208 (1950).	DDT HCH Diën E	B
*Demme, Die Forstwirtschaft der sowjetisch besetzten Zone im Abwehrkampf gegen forstliche Großschädlinge, ein Rückblick und Ausblick. Nachrichtenbl. dtsch. Pflanzenschutzdienst **2**, 165—169 (1949); Ref.: Z. Pfl. 1949, 360.	DDT HCH	B
*Denning, D. G., Dusting for sheep tick control. J. econ. Entomol. **42**, 852 (1949).	HCH	B
Dennis, N. M. s. Cotton, R. T.		
Denny, P. W. s. Imperial Chemical Industries, Ltd.		
*Deonier, C. C., Jones, H. A., Incho, H. H., Organic compounds effective against larvae of *Anopheles quadrimaculatus*. Laboratory tests. J. econ. Entomol. **39**, 459—462 (1946); Ref.: C. A. 1947, 1799. — R. A. E. 1948 A, 8. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH	B
*Deoras, P., J., Mound-forming termites and their control. Current Sci. **18**, 445—446 (1949).	DDT HCH	B
*Desalbres, L., Labatut, R., Insecticides nouveaux. Les dérivés chlorés de la série terpénique. Chim. et Ind. **58**, 443—448 (1947); Ref.: C. A. 1948, 2719. — C (Verlag Chemie) 1947 II, 1167. — R. C. Roark E — 802.	Diën	Ch B
Detroux, L., (Applications of phosphoric and thiophosphoric esters as insecticides). Parasitica **5**, 68—82 (1949); Ref.: B. A. 1950, B III 182.	HCH E	B
Deurs, H. van s. Keiding, J.		
*Dewey, J. E., Geluwe, J. D. van, Some organic insecticides for control of plum curculio on peaches. J. econ. Entomol. **41**, 235—239 (1948); Ref.: C. A. 1948, 7920. — USDA 1948, 66716. — B. A. 1949, B III, 158. — R. A. E. 1949 A, 385. — R. C. Roark E — 802.	HCH Diën E	B
Dewey, J. E. s. Pimentel, D.		
Dias, E., Pellegrino, J., (Some tests with gammexane in controlling the vectors of Chagas disease). Brasil. Med. **62** (18/20), 9—14, 17 (1948); Ref.: USDA 1948, 73613.	HCH	B
*Dick, J., Insecticide tests against the elegant grasshopper. Proc. Ann. Congr. South African Sugar Technol. Assoc. **23**, 115—117 (1949); Ref.: C. A. 1950, 5514.	DDT HCH	B
*Dick, J., Effect of benzene hexachloride and DDT dusts on the germination of sugar cane. Proc. Ann. Congr. South African Sugar Technol. Assoc. **23**, 118—119 (1949); Ref.: C. A. 1950, 5514.	DDT HCH	B
*Dicke, R. J., Pope, A. L., Bray, R. W., Hanning, F., Investigation of rotenone and benzene hexachloride dusts for the control of insect ectoparasites on sheep. J. Agric. Res. **78**, 565—569 (1949); Ref.: C. A. 1949, 7631. — B. A. 1950, B III, 41.	HCH	B
Dicker, G. H. L. Apple-blossom weevil and its control by DDT. Ann. appl. Biol. **33**, 124—125 (1946); Ref.: C. A. 1947, 4843. — R. A. E. 1947 A, 211.	DDT HCH	B
*Dicker, G. H. L., The apple blossom weevil and its control. Ann. Rep. E. Malling Res. Sta. **1945**, 140—141 (1946); Ref.: R. A. E. 1948 A, 359.	DDT HCH	B
*Dicker, G. H. L., The strawberry rhynchites and its control. Ann. Rep. E. Malling Res. Sta. **1946**, 151—153; Ref.: B. A. 1949, B III, 117.	DDT HCH	B
*Dicker, G. H. L., Gayner, F. C. H., Austin, M. D., Control of the apple blossom weevil, *Anthonomus pomorum* L. J. Pomol. horticult. Sci. **22**, 162—174 (1946); Ref.: C. A. 1947, 3577. — B. A. 1949, B III, 499. — R. A. E. 1948 A, 315.	DDT HCH	B
Dicker, G. H. L., Control of the strawberry rhynchites (*Rhynchites germanicus* Herbst) with notes on its biology. J. Pomol. horticult. Sci. **23**, 63—70 (1947); Ref.: C. A. 1948, 711.	HCH	B
Dicker, G. H. L., The strawberry rhynchites and its control. Grower **27**, 391, 393—394, 423—425 (1947); Ref.: R. A. E. 1949 A, 403.	DDT HCH	B
*Dickinson, R. G., Bilicke, C., The crystal structures of β-benzene hexabromide and -hexachloride J. Amer. chem. Soc. **50**, 764—770 (1928); Ref.: C 1928 I, 2346. — 9. Beih.	HCH	Ph

*DICKSON, R. C., SWIFT, J. E., ANDERSON, L. D., MIDDLETON, J. T., Insect vectors of cantaloupe mosaic in California's desert valleys. J. econ. Entomol. **42**. 770—774 (1949); Ref.: C. A. 1950, 1219. — B. A. 1950, B III, 187,	DDT HCH E	B
*DIEPHUIS, F., DUNN, C. L., Toxaphene residues. IV. Toxaphene in tissues of cattle and sheep fed toxaphenet reated alfalfa. Montana Agric. Exp. Sta., Techn. Bull. **461**, 22—26 (1949); Ref.: C. A. 1959, 8600. — R. C. Roark E — 802.	Diën	B
DILLAND, L. E., ODLAND, M. L., Cabbage caterpillar insecticide tests. J. econ. Entomol. **41**, 948—950 (1948); Ref: B. A. 1949, B III, 459.	DDT HCH Diën	B
*DILLS, L. E., ODLAND, M. L., New insecticides may reduce vegetable yields. Mkt. Growers J. **77** (3), 26 (1948); Ref: USDA 1948, 33 037.	DDT HCH	B
*DILLS, L. E., ODLAND, M. L., Cabbage maggot insecticidal tests. J. econ. Entomol. **41**, 98—101 (1948); Ref.: C. A. 1948, 6048. — R. A. E 1949 A, 346. — Z. Pfl. 1949, 155. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
*DILLS, L. E., ODLAND, M. L., Cabbage caterpillar insecticide tests. J. econ. Entomol. **41**, 948—950 (1948); Ref.: R. A. E. 1950 A, 65. — Z. Pfl. 1949, 416.	DDT HCH Diën	B
*DILLS, L. E., ODLAND, M. L., New insecticides for cabbage caterpillars. Dept. Entomol. Pennsylvania State Coll., 19 S.	DDT HCH	B
*DILLS, L. E., ODLAND, M. L., Cabbage caterpillar insecticide experiments. Market Grower J. **78** (6), 19 (1949); Ref: R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
*DILLS, L E, ODLAND, M. L., Insecticide reduces seed — corn maggot damage to Lima bean seed. Market Growers J. 1949	DDT HCH Diën	B
DIRSCH, R. s. GOLDSCHMIDT, S.		
*DIVISION OF INSECTS AFFECTING MAN AND ANIMALS, The new insecticides for controlling external parasites of livestock. U.S. Dept. Agric., Agric. Res. Admin. Bur. Entomol. Plant Quarantine E — 762 (1949), 25 S.	DDT HCH Diën	B
*DOBBINS, T. N., Insecticide tests for the control of coleopterous larvae attacking peanuts in the soil. J. econ. Entomol. **41**, 815—816 (1948); Ref: USDA 1949, 28 669. — R. A. E. 1950 A, 28. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
DOBBINS, T. N. s. FRONK, W. D.		
*DODSON, M. E, „Gammexane" for the treament of sarcoptic and demodectic mange in dogs and otodectic mange in cats. Austr. veterin, J. **23**, 358—359 (1947).	HCH	B
DOEKSEN, J., The wireworm problem in the Netherlands. Maandl. Landbouwvoorlichtungsdienst **5**, 105—111 (1948); Ref: C. A. 1948, 5606	HCH	B
*DOGGER, J. R., LILLY, J. H., Seed treatment as a means of reducing wireworm damage to corn. J. econ. Entomol **42**. 663—665 (1949); Ref: C. A. 1950, 1218. — USDA 1950, 5097. — B. A. 1950, B III, 178.	HCH Diën E	B
*DÖHRING, E., Das Hexachlorcyclohexan und seine Anwendung auf dem Gebiet der hygienischen Zoologie. Z. hyg. Zool. **37**, 187—192. 207—218, 301—312, 362—368 (1949); **38**, 17—22, 111—127, 144—149, 193 bis 214 (1950).	DDT HCH	B
*DOISY, E. A. jr., BOCKLAGE, B C., Chronic toxicity of gamma isomer of hexachlorocyclohexane in the albino rat. Proc. Soc. Expt. Biol. Med. **71**, 490—493 (1949); Ref: C. A. 1949, 8602.	HCH	B
*DOMENJOZ, R., Kontaktgifte. Naunyn-Schmiedebergs exp. Pathol. Pharmakol. **208**, 144—167 (1948).	DDT HCH E	Ch B
*DOMINICK, C. B., Tobacco flea beetle control. Va. Agric. Exp. Sta., Bull. **406**. 3—18 (1947); Ref.: C. A. 1949, 9346. — R. A. E. 1949 A, 334	DDT HCH	B
*DOMINICK, C. B., Aphids on flue-cured tobacco. J. econ. Entomol. **42**, 59—62 (1949); Ref.: C. A. 1949, 5897. — B. A. 1949, B III, 377. — R. A. E. 1950 A, 111.	HCH E	B
DOMINICK, C. B., New insecticides for tobacco flea beetle control. J. econ. Entomol. **42**, 148—149 (1949); Ref.: C. A. 1949, 5895. — B. A. 1949, B III, 503. — R. A. E. 1950 A, 124. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH	B
DOMINICK, C. B., Control of hornworms in tobacco. J. econ. Entomol. **43**, 221—222 (1950); Ref.: C. A. 1950, 6565.	DDT Diën	B

Doner, M. H., Marketing small package agricultural insecticides. Agric. Chem. **2** (8), 17—20, 49 (1947).	HCH	B
Donohoe, H. C., Some comments on the fabric pest complex. Pests **15** (10), 38 (1947).	DDT Diën	B
Dormal, S. s. Delvaux, E.		
*Dosse, G., Beiträge zur Bekämpfung des großen Kohltriebrüßlers (*Ceutorrhynchus napi* Gyll.) im Kohlbau. Anz. Schädlingskunde **21**, 81—88 (1948); Ref.: B. A. 1949, B III, 75. — C. A. 1950, 10249.	DDT HCH E	B
*Dosse, G., Rademacher, B., Ein neues Bekämpfungsverfahren gegen die Larven der ersten Rübenfliegengeneration (*Pegomyia hyoscyami* Panz.). Z. Pflanzenkrankh. (Pflanzenpathol.) Pflanzenschutz **55**, 346—350 (1948).	DDT HCH E	B
Douglas, J. R., Wilson, J. F., Fly strike in sheep. Calif. Agric. **2** (3), 14 (1948); Ref.: USDA 1948, 33382.	HCH	B
Douglass, J. R., Shirck, F. H., Control of onion thrips. J. econ. Entomol. **42**, 68—72 (1949); Ref.: C. A. 1949, 5896. — B. A. 1949, B III, 375. — R. A. E. 1950 A, 113. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën E	B
Douglass, J. R. s. Furman, D. P.		
Dow Chemical Co., Agricultural Chemical Division, Now control insects! Protect crops and gardens with Dowklor formulations (containing chlordane). Midland, Mich. 1948, 16 S.; Ref.: USDA 1948, 52395.	Diën	B
*Downing, R. C., Aerosols. Stability; Insecticide solubility. Soap Sanit. Chemicals **26** (1950).	DDT Diën	
*Downing, W., The control of psoroptic scab on sheep by benzene hexachloride and DDT. Veterin. J. **69**, 581—582 (1947); Ref.: Berliner u. Münchener tierärztl. Wschr. 1948, 34.	DDT HCH	B
*Dragt, G., Analysis of 1, 2, 3, 4, 5, 6-hexachlorocyclohexane for γ-isomer — a polarographic method. Analyt. Chem. **20**, 737—740 (1948); Ref.: C. A. 1948, 8407. — USDA 1948, 66371. — C 1949 II, 795. — Angew. Chem. 1949 A, 47. — 9. Beih.	HCH	Ch Ph
Drake, C. J., Influence of insects on alfalfa seed production in Iowa. J. econ. Entomol. **41**, 742—750 (1948); Ref.: R. A. E. 1950 A, 19.	DDT HCH Diën	B
*Draz, O., The use of „Gammexane" in the treatment of sarcoptic mange in camels. Veterin. Rec. **59**, 548—549 (1947); Ref.: Berliner u. Münchener tierärztl. Wschr. 1948, 58.	HCH	B
*Dresden, D., Krijgsman, B. J., Experiments on the physiological action of contact insecticides. Bull. entomol. Res. **38**, 575—578 (1948); Ref.: C. A. 1948, 4704. — R. A. E. 1948 A, 174. — R. A. E. 1948 B, 99. — Z. Pfl. 1948, 191.	DDT HCH	B
Dreyfus, H., Bonard, C. G., Improvements in textile materials having insecticidal properties. E. P. 586505, 20. März 1947.	HCH	B
Driggers, B. F., BHC on peach curculio. Agric. Chem. **2** (12), 47 (1947).	HCH	B
Driggers, B. F., Darley, M. M., Experiments to control curculio with benzene hexachloride. Agric. Chem. **3** (5), 30—31, 33, 76—78 (1948); Ref.: C. A. 1948, 6047. — USDA 1948, 52650. — R. A. E. 1950 A, 154.	HCH	B
Driggers, B. F., Darley M. M. Control of plum curculio on peaches with benzene hexacloride, parathion, chlordane and lead arsenate. J. econ. Entomol. **42**, 330—335 (1949); Ref.: C. A. 1949, 9348. — B. A. 1949, B III, 499. — R. A. E. 1950 A, 207.	DDT HCH Diën E	B
Driggers, B. F. s. Christ, E. G.		
*Drouineau, G., Gouny, P., Lahaye, T., Les possibilités d'utilisation du DDT et de l'hexachlorocyclohexane dans les sols. C. R. hebd. Séances Acad. Agric. France **33**, 203—204 (1947).	DDT HCH	B
Dubrûle, M. s. Browning, H. C.		
Dudley, J. E. jr., Bronson, T. E, Stone, P. V., Tetraethyl pyrophosphate, parathion, and benzene hexachloride to control the pea aphid (*Macrosiphum pisi*). J. econ. Entomol. **41**, 817 (1948); Ref.: USDA 1949, 28946. — R. A. E. 1950 A, 30.	HCH E	B
*Dumbleton, L. J., „666" and „DDT" as mosquito larvicides. New Zealand J. Sci. Technol. **27** A, 133—134 (1945); Ref.: C. A. 1946, 7501.— R. A. E. 1947 B, 30.	DDT HCH	B

*Dumbleton, L. J., The red-legged earth mite. Measures for control of pest and protection of vegetables. New Zealand agric. J. **74**, 9, 11, 13 (1947); Ref.: R. A. E. 1948 A, 309.	DDT HCH	B
Duncan, D. U. s. Creighton, J. T.		
*Dunegan, J. C., Bacterial spot of the peach. Trans. Peninsula Horticult. Soc. **36** (5), 90—93 (1946).	DDT HCH	B
Dunlop, R. G. s. Neil, J.		
Dunn, C. L. s. Diephuis, F.		
Dunnam, E. W., Calhoun, S. L., Benzene hexachloride to control boll weevil and cotton aphid. J. econ. Entomol. **41**, 22—25 (1948); Ref.: C. A. 1948, 5160. — R. A. E. 1949 A, 338.	HCH	B
*Dupire, A., Composés sulfocyano-polyhalogénocyclaniques, leurs produits de transformation et les procédés de fabrication. F. P. 922 398 27. 7. 1943; 6. 6 1947; Ref.: C (Verlag Chemie) 1948 I, 325. — 9. Beih.	(HCH)	Ch
Dupire, A., Raucourt, M., Un insecticide nouveau, l'hexachlorure de benzène. C R. hebd. Séances Acad. Agric. France **20**, 470—472 (1943), (F. P. 460 556, unveröffentl.); Ref : C 1945 II, 1538. — 9. Beih.	HCH	Ch
*Dupire, A. P H., Sulfur derivatives of polychlorocyclohexanes. E. P. 588 832, 2. 6. 1947; Ref.: C. A. 1948, 216.	(HCH)	Ch
Dupire, A. P. H., (Herstellung von Hexachlorcyclohexan). F. P 922 273 vom 12. 8. 1941, ausg 4. 6. 1947; Ref.: C. (Verlag Chemie) 1947 II, 1168.	HCH	Ch
Dupire, A. P. H, (Herstellung von Hexachlorcyclohexan). F. P. 922 275 vom 1. 10. 1942, ausg. 4 6. 1947; Ref.: C (Verlag Chemie) 1947 II, 1168.	HCH	Ch
Dupire, A. H., (Insektenbekämpfungs- und Desinfektionsmittel). E P. 601 454, ausg. 6. 5. 1948; Ref.: C 1949 I, 827. — Z. hyg. Zool. 1949, 313.	HCH	Ch
Dupire, A. P. H., Benzene hexachloride. E. P. 613 519, 30. 11. 1948; Ref.: C. A. 1949, 4295.	HCH	Ch
*Dustan, G. G., Armstrong, T., Putnam, W. L., Preliminary experiments with benzene hexachloride (666) as an insecticide. Sci. Agric. **26**, 106—121 (1946); Ref.: C. A. 1946, 4844. — R. A E. 1947 A. 182—185.	DDT HCH	B
Dustan, G. G, Armstrong, T., Putnam, W. L, Influence of air currents on the insecticidal action of DDT, benzene hexachloride, Hercules toxicant 3956 (chlorinated camphene), and Velsicol 1068 (chlordan). Canad. Entomol. **79**, 45—50 (1947); Ref.: C. A. 1948, 8408 — R. A. E. 1949 A, 168. — Z. Pfl 1950, 151. — R. C. Roark E — 802.	DDT HCH Diën	B
Duval, G., Sauer, H. F. G, Falanghe, O., Late treatment of coffee plantations with benzene hexachloride. Biologico **14**, 199—211 (1948); Ref.: USDA 1949, 28 673.	HCH	B
Duval, G., Progress in the control of the coffee berry borer (*Stephanoderes hampei*) with benzene hexachloride. Biologico **15**, 85—102 (1949); Ref.: USDA 1950, 5100.	HCH	B

Berichtigung

Herr Dr. F. Karl Böttcher bittet um folgende Berichtigung: In seiner im Doppelheft 1/2 dieses Jahrgangs erschienenen Arbeit muß es auf S. 351, Z. 19-20 heißen: „Die Dosis letalis liegt bei 34°C über der des Kupfervitriols."

Personalien

Prof. Dr. A. Hase zum 70. Geburtstag

Am 16. März 1952 begeht der international bekannte Parasitologe Oberreg.-Rat Prof. Dr. Albrecht Hase seinen 70. Geburtstag. Der Jubilar wurde 1882 in Schmölln/Thür. als Sohn des Medizinalrats Hase geboren. Nach Besuch des Realgymnasiums in Altenburg/Thür. studierte er Naturwissenschaften an den Universitäten Marburg, Kiel, Halle und Jena, wo er 1907 zum Dr. phil. promoviert wurde und 1908 das Staatsexamen ablegte. Nach einer kurzen Assistentenzeit bei Prof. Plate an der landwirtschaftlichen Hochschule in Berlin wurde Hase erster Assistent am Zoologischen Institut in Jena, wo er sich 1911 habilitierte und 1914 zum a. o. Professor der Zoologie ernannt wurde.

Wenn auch Doktorarbeit und Habilitationsschrift noch ein rein zoologisches Thema (Hautskelett der Fische) behandeln, so hielt Hase doch schon in dieser Frühzeit seiner akademischen Laufbahn Vorlesungen und Übungen über angewandte Zoologie: Parasitologie des Menschen und der Haustiere, Medizinische Entomologie.

Im ersten Weltkrieg wurde Hase mit der Erforschung der Verlausung und Verwanzung bei der Truppe und dem Auffinden von Bekämpfungsmöglichkeiten des Ungeziefers betraut. Dieser hier begonnenen Arbeitsrichtung widmete er sich mit einem derartigen Elan und Erfolg, daß er sie bis in die Gegenwart, also mehr als drei Jahrzehnte lang verfolgt und eine große Anzahl von Arbeiten darüber veröffentlicht hat. Hases Untersuchungen über Biologie und Umweltsbeziehungen der blutsaugenden Insekten, insbesondere der Läuse und verschiedener Wanzenarten (Bettwanze, kubanische Hauswanze, südamerikanische Triatoma- und Rhodnius-Wanzen usf., haben eine breite Grundlage für die Maßnahmen der Ungezieferbekämpfung geschaffen; besonders hervorzuheben ist sein Eintreten für die Einführung des Blausäureverfahrens in die Ungezieferbekämpfung. Die Bedeutung seiner Forschungen hauptsächlich für die praktische Hygiene spiegelt sich am besten in dem Schreiben wieder, mit welchem ihm im Jahre 1943 der Preis der „Stiftung für experimentelle Therapie" zuerkannt worden ist: „... für Ihre grundlegenden Forschungen über die Biologie und Züchtung krankheitsübertragender Insekten, auf Grund deren bedeutende praktische Erfolge in der Bekämpfung solcher Krankheiten, insbesondere des Fleckfiebers erzielt wurden ...".

Nach einjähriger Tätigkeit als wissenschaftlicher Mitarbeiter am Kaiser-Wilhelm-Institut für Physik, Chemie und Elektrochemie (Direktor Prof. Haber) zu Berlin-Dahlem trat Prof. Hase 1920 unter dem Direktoriat von Prof. Appel in die Biologische Reichsanstalt (jetzige Zentralanstalt) für Land- und Forstwirtschaft, Berlin-Dahlem, ein, der er heute noch als Leiter der von ihm aufgebauten Abteilung für Physiologische

(jetzt landwirtschaftliche) Zoologie angehört. Außer seiner Forschungsarbeit hat Prof. Hase auch noch Lehraufträge über angewandte Zoologie und Schädlingskunde an der Freien Universität Berlin, an der Landbau-Fakultät der TU und an der Dahlemer Lehr- und Forschungsanstalt für Gartenbau.

Von den vielen von ihm angepackten und gelösten Problemen können aus Raummangel nur einige wenige genannt werden; sie haben in mannigfacher Beziehung befruchtend auf die praktische Hygiene eingewirkt. In der Erkenntnis, daß Grundlagenforschung nur an einem sehr großen Tiermaterial möglich ist, wurden die Bedingungen für Massenzuchten derjenigen Insektenarten herausgefunden und festgelegt, welche für die Wirtschaft von Bedeutung — teils diese schädigend, teils für sie nützlich — sind; es handelt sich u. a. um Großzuchten von Läusen, Bettwanzen, Triatoma- und Rhodnius-Wanzen, Flöhen, Fliegen, Kleidermotten, Wachsmotten, Mehlmotten, Kornkäfer, Seidenraupen und verschiedener Schlupfwespenarten (Habrobracon, Trichogramma, Lariophagus). Hervorzuheben sind seine Untersuchungen über den Stech- und Saugakt der blutsaugenden Insekten (Kleiderlaus, der bereits genannten Wanzenarten, Floh, Wasserwanze Notonecta, Pferdelausfliege u. a.) und über die Reaktionen der Haut des Menschen (Erythem- und Quaddelbildung). Die objektive Beurteilung der Reaktionserscheinungen auf Insektenstiche wird durch zwei Faktoren erschwert: Durch die subjektiv außerordentlich verschiedene Empfindlichkeit der Menschen (wie beim Brennen, Jucken, Schmerz) und durch die Flüchtigkeit der Erscheinungen (wie bei Rötung, Quaddel). Prof. Hase hat Meß- und Darstellungsmethoden erdacht, welche die objektive Feststellung und damit auch eine statistische Erfassung und vergleichende Betrachtung der Stechreaktionen bei allen stechenden Insekten ermöglichen. Einen großen Raum nehmen seine Untersuchungen über die Bekämpfungsmöglichkeiten der Läuse und Wanzen ein. Auch hat er sich als erster mit der Blausäure als Mittel zur Entwesung verlauster und verwanzter Kleidungs- und Gepäckstücke und Wohnräume befaßt, und ihm gebührt das Verdienst, die überragende Bedeutung der Blausäure für die Kleidungs- und Wohnungshygiene erkannt und sich auch für die Einführung des Blausäureverfahrens mit allem Nachdruck eingesetzt zu haben; in diesem Zusammenhang muß auch der Name des bekannten Pharmakologen Prof. Flury genannt werden. Hingewiesen sei noch auf seine Untersuchungen über die Eignung des Aethylenoxyds, des heutigen T-Gas und Cartox, zur Ungezieferbekämpfung.

Prof. Hase hat sich aber nicht ausschließlich der Medizinischen Zoologie gewidmet, sondern sich späterhin auch mit Vorrats- und landwirtschaftlichen Schädlingen befaßt. Einen großen Teil nehmen die Arbeiten über die Biologie der Mehlmotte und den Mottenschutz der Textilien durch Eulan-Behandlung (gegen Motten, Teppichkäfer u. a.) ein; dann über Milben, insbesondere die für die Herstellung des Altenburger Milbenkäses eigens gezüchtete Käsemilbe, über die Wachsmotte, ferner über die Bedingungen einer biologischen Bekämpfung der Mehlmotte durch die Schlupfwespe *Habrobracon brevicornis* und des Kohlweißlings durch die in den Eiern parasitierende Schlupfwespe *Trichogramma evanescens*. Diese Aufzählung gibt nur einen kleinen Einblick in die große Anzahl der von Hase bearbeiteten Schädlingsfragen.

Ausgedehnte Reisen in Europa, Nordafrika, Süd-, Mittel- und Nordamerika ermöglichten ihm das Studium des Ungezieferproblems im Ausland und haben reiche Forschungsergebnisse gebracht: u. a. über *Triatoma*- und *Rhodnius*-Wanzen, kubanische Bettwanze, Fledermausfliege, Maiszünsler.

Prof. Hase ist Mitglied und Ehrenmitglied einer Reihe von entomologischen und zoologischen Gesellschaften im In- und Ausland. Er gehört seit 1911 der Deutschen Zoologischen Gesellschaft an und hat eine Zeitlang mit aller Tatkraft die Geschicke dieser Gesellschaft als Vorstand geleitet und trotz größter Schwierigkeiten 1949 ihre Wiedergründung erreicht. Die Deutsche Zoologische Gesellschaft hat ihn in Anerkennung seiner Verdienste auf ihrer letzten Tagung in Wilhelmshaven (1951) zum Ehrenmitglied ernannt. Hase ist seit 1917 auch Mitglied der Deutschen Gesellschaft für angewandte Entomologie. Er begründete 1928 die „Zeitschrift für Parasitenkunde" (Springer-Verlag, Heidelberg und Berlin), die er heute noch redigiert und welche mit den bisherigen sechszehn, auch jetzt wieder in vollem Umfang erscheinenden Bänden mit wissenschaftlich hochstehenden Arbeiten zu internationaler Bedeutung gelangt ist.

Die Gesamtzahl der Veröffentlichungen Prof. Hases ist außerordentlich hoch und übersteigt dreihundert. Die Arbeiten sind in Fachzeitschriften, als Merk- und Flugblätter herausgebracht, darüberhinaus hat er auch an mehreren Handbüchern und Übersichtswerken mitgewirkt und in diesen folgende Kapitel bearbeitet: Skelett der Tiere, Stützsubstanzen, Parasitismus der Tiere, jeweils im Handbuch der Naturwissenschaften; Fische in Brohmer's Fauna von Deutschland; Methoden zur Züchtung von Wanzen, Läusen und Flöhen im Handbuch der mikrobiologischen Technik; Läuse als Krankheitsüberträger im Handbuch der pathogenen Mikroorganismen; Läuse in Biologie der Tiere Deutschlands; Insekten in Methodik der wissenschaftlichen Biologie.

Prof. Hase kann mit Befriedigung und Stolz auf ein reiches Lebenswerk zurückblicken. Seine Freunde, Kollegen und Mitarbeiter wünschen dem Jubilar alles Gute und eine noch recht lange Forschertätigkeit in Gesundheit und Ehren.

Godan, Berlin-Dahlem

Prof. Dr. Uunio Saalas zum 70. Geburtstag

Am 18. Februar d. J. beging Professor Dr. Uunio Saalas in Helsinki in körperlicher und geistiger Frische seinen 70. Geburtstag.

Finnland, das bis zum ersten Weltkrieg auf agrar- und forstentomologischem Gebiet fast Neuland war, verdankt ihm und seiner Schule die ersten grundlegenden Forschungen und zusammenfassenden Bearbeitungen in dieser Richtung. Sie erschienen in den letzten drei bis vier Jahrzehnten, fanden auch im Ausland, dessen Erfahrungen sie durch wertvolle Einsichten ergänzten und bereicherten, allgemein Beachtung und Anerkennung und machten Finnland zu einem der bestdurchforschten Gebiete Europas.

Schon in seiner Jugend wurde Saalas durch seinen Vater, den bekannten finnischen Entomologen, Professor John Sahlberg, in das Gebiet der Entomologie eingeführt. Zahlreiche Auslandsreisen und Studienaufenthalte in verschiedenen Ländern der Welt ergänzten und erweiterten frühzeitig sein Blickfeld. Bald wandte er sich an der Universität Helsinki, wo er von 1912—25 als Assistent des Entomologischen Museums tätig war, forstentomologischen Problemen zu. 1919 promovierte er hier mit einer Dissertation über die Borkenkäfer Finnlands[1]), die ihn, wie seine in zwei Teilen erschienene Bearbeitung der Fichtenkäfer Finnlands[2]) (1917 und 1923) über Finnlands Grenzen hinaus in Fachkreisen bekannt machte.

Anschließend habilitierte er sich an der Universität Helsinki für Forstentomologie. 1925, nach Schaffung eines Ordinariates für landwirtschaftliche und forstliche Zoologie, wird er als erster mit diesem Lehrstuhl der Universität betraut. Nunmehr sind es neben den Forstinsekten auch die landwirtschaftlich schädlichen Arten Finnlands, denen sich seine Forschungen zuwenden. Daneben wird von ihm auch die allgemeine Entomologie durch namhafte Beiträge — wie etwa den 1936 erschienenen über die phylogenetische Entwicklung der Cerambyciden — bereichert.

Das wissenschaftliche Hauptverdienst von Saalas, und die Zusammenfassung seiner Lebensarbeit gleichsam, bilden seine beiden großangelegten Lehr- und Handbücher über „die schädlichen und nützlichen Tiere der Landwirtschaft" (1943)[3]) und über „die Forstinsekten Finnlands" (1949)[4]). Durch sie wird er zu einem der führenden Vertreter der angewandten Entomologie Europas.

Daß Saalas neben seiner umfangreichen Lehr- und Forschungstätigkeit auf angewandt-entomologischem Gebiet noch Zeit und Muße fand, zunächst als Sekretär, später als Vorsitzender der Finnischen Zoologisch-Botanischen Gesellschaft und nach Gründung der Entomologischen Gesellschaft Finnlands auch als Vorsitzender dieser, maßgebenden Einfluß auf die Entwicklung der biologischen Forschung seines Landes auszuüben, zeigt die Vielseitigkeit seines Wirkens. Von 1926—1940 gibt er als Schriftleiter auch das Organ der Zoologisch-botanischen Gesellschaft, und nach Gründung des Entomologischen Vereins auch die Zeitschrift dieser Gesellschaft heraus.

Die Anerkennung von Saalas' umfassendem wissenschaftlichen Lebenswerk fand in seiner Ernennung zum korrespondierenden und Ehrenmitglied zahlreicher ausländischer wissenschaftlicher Gesellschaften ihren Ausdruck. In der Geschichte der angewandten Entomologie Europas hat er durch sein Werk Finnland für immer eine ehrenvolle Rolle gesichert.

Zw.

---

[1]) "Kaarnakuoriaisista ja niiden aihenttamista vahingoista Suomen metsissä." — Dissertation, Helsinki 1919. (Über die Borkenkäfer und die von ihnen in den Wäldern Finnlands verursachten Schäden.)

[2]) „Die Fichtenkäfer Finnlands." Studien über die Entwicklungsstadien, Lebensweise und geographische Verbreitung der an Picea excelsa L. lebenden Coleopteren nebst einer Larvenbestimmungstabelle. Bd. I und II. Helsinki 1917 u. 1923.

[3]) "Viljelyskasvien tuho- ja hyötyhyönteiset sekä muut selkärangattomat eläimet." Helsinki, 1943.

[4]) "Suomen metsähyönteiset." Helsinki, 1949.

R. FRIEDLÄNDER & SOHN
Antiquariat für Naturwissenschaften (seit 1828)
Berlin-Charlottenburg 2, Knesebeckstraße 15

kauft ständig Bibliotheken u. Einzelwerke a. d. Gebieten: Ornithologie - Botanik - Zoologie - Geologie - Geographie - Entomologie - Reisen - Mathematik - Astron. - Landw. Antiquar.-Kat. unseres Lagers a. o. Gebieten stehen teilweise zur Verfügung

Soeben erschien:

PAUL SORAUER

Handbuch der Pflanzenkrankheiten

Herausgegeben von
Geh. Reg.-Rat Prof. Dr. h. c. Dr. O. APPEL und Prof. Dr. H. BLUNCK

Sechster Band: **Pflanzenschutz**
Verhütung und Bekämpfung der Pflanzenkrankheiten

Zweite neubearbeitete Auflage, 1. Lieferung, 464 Seiten, Ganzleinen geb. 78,— DM

INHALT:

Ober-Reg.-Rat Prof. Dr. H. MORSTATT, Die wirtschaftliche Bedeutung des Pflanzenschutzes.
Prof. Dr. H. Braun, Die Verhütung des Auftretens von Pflanzenkrankheiten und -schädlingen (Hygiene).
Kulturmaßnahmen — Standortberücksichtigung — Standortverbesserung — Die Pflanze als unmittelbares Objekt hygienischer Kulturmaßnahmen.
Prof. Dr. H. W. FUCHS, Bodenentseuchung auf biologischem Wege, auf physikalischem Wege, mit chemischen Mitteln.
Prof. Dr. Dr. h. c. G. GASSNER, Beizung und Entseuchung von Saat- und Pflanzgut.
Prof. Dr. H. BRAUN, Absperrmaßnahmen (Quarantäne).

Die 2. Lieferung der 2. Auflage von Band VI wird zum Inhalt haben:
Die Bekämpfung der Pflanzenkrankheiten und Schädlinge.

Das „Handbuch der Pflanzenkrankheiten" von Sorauer ist das für die Bodenkultur als Handbuch der Pflanzenhygiene grundlegende und in der ganzen Welt maßgebende wissenschaftliche Standardwerk der Pflanzenkrankheiten und des Pflanzenschutzes. Es ist zugleich für die gesamte Weltliteratur das einzige umfassende Handbuch seines Gebietes, das für jeden, der sich auf wissenschaftlicher Grundlage mit Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz beschäftigt, wirklich unentbehrlich ist.

Die Bestellung der 1. Lieferung verpflichtet zur Abnahme der folgenden Lieferungen des 1. Halbbandes von Band VI

Aufforderung zur Subskription:

Als Sonderdruck erscheint voraussichtlich August 1952

Literatur zur HCH- und Diën-Gruppe. Liste III

Von Dr. R. RIEMSCHNEIDER und ELISABETH SCHULZEL

kartoniert ca. 140 Seiten im Format der „Zeitschrift für angewandte Entomologie"
Subskriptionspreis 22.— DM

Die im vorliegenden Heft mit ihrem 1. Teil erscheinende wertvolle Arbeit soll in ihrer Gesamtheit das von ihren Verfassern bis Juli 1951 registrierte Literaturmaterial über die Insektizide der HCH- und Diën-Gruppe einem größeren Kreis von Interessenten zugänglich machen. Sie bringt über 3000 Titel mit Angaben von Referaten sowie von Arbeitsschwerpunkten und behandelten Insektizid-Gruppen.

Wir laden Sie hiermit zur Subskription ein und bitten um baldmöglichste Aufgabe Ihrer Bestellung. Mit Erscheinen des Sonderdrucks erlischt der ermäßigte Subskriptionspreis. Der Ladenpreis beträgt dann 25.— DM

VERLAG PAUL PAREY

Die Biologische Zentralanstalt für Land- und Forstwirtschaft
BERLIN-DAHLEM

gibt als Fortsetzung der „Mitteilungen aus der Biologischen Reichsanstalt für Land- und Forstwirtschaft in Berlin-Dahlem" seit 1950 die „Mitteilungen aus der Biologischen Zentralanstalt für Land- und Forstwirtschaft in Berlin-Dahlem" in Gemeinschaft mit der Biologischen Bundesanstalt in Braunschweig heraus. Es sind bisher erschienen:

Heft 68: MORSTATT, H. — Bücher über Pflanzenpathologie und Pflanzenschutz. Eine Bibliographie. 52 Seiten. Preis 6,— DM.

Heft 69: GODAN, D. — Über die Wirkung des Rapserdflohlarven-Befalls auf die Rapspflanze. 35 Seiten mit 17 Abbildungen. Preis 4.— DM.

Heft 70: Pflanzenschutztagung der Biologischen Bundesanstalt Braunschweig in Goslar. 11. bis 14. Oktober 1950. 140 Seiten. Preis 12,— DM.

Heft 71: HEINZE, K. — Die Überträger pflanzlicher Viruskrankheiten (eine tabellarische Übersicht). 126 Seiten. Preis 15,— DM.

Heft 72: HASE, A. — Wollschäden und Dauerschutz der Wolle durch „Eulan"-Behandlung. 56 Seiten mit 14 Abbildungen. Preis 5,— DM.

Heft 73: STEUDEL, W. — Untersuchungen zur anholocyclischen Überwinterung der grünen Pfirsichblattlaus (Myzodes persicae Sulz.) an Brassicaceen. 32 Seiten mit 8 Abbildungen. Preis 4,— DM.

Heft 74: Pflanzenschutz-Tagung der Biologischen Bundesanstalt Braunschweig in Würzburg, 23. — 25. Oktober 1951. 168 Seiten. Preis 20,— DM.

Die angegebenen Preise gelten ab 1. Januar 1952.

Von den vor 1945 erschienenen Heften der „Mitteilungen" sind noch lieferbar:

Heft 27: Jahresheft des Phänologischen Reichsdienstes für das Jahr 1923. Preis 10,— DM.

Heft 28: desgleichen für das Jahr 1924. Preis 12,50 DM.

Heft 39: SNELL, C., PFUHL und J. VOSS — Sortenstudien bei Weizen und Futterrüben. Preis 7,50 DM.

Heft 42: Berichte und Versuche über Entwicklung und Bau eines Streuapparates für das reichseigene Flugzeug Type Caspar C 32. Preis 1,50 DM.

Heft 45: VOSS, J. — Morphologie und Gruppierung der Weizensorten. Preis 9,— DM.

Heft 47: GOFFART, H. — Über die Nematodenfauna der Kartoffel. Preis 1,80 DM.

Heft 49: BÖRNER, C. und F. A. SCHILDER — Beiträge zur Züchtung reblaus- und mehltaufester Reben. Preis 5,50 DM.

Heft 51: VOSS, J. — Die Unterscheidung der Weizensorten am Korn und im Laboratoriumsversuch. Preis 2,50 DM.

Heft 56: KUNZE, H. A. — Literatur über tropische Nutzpflanzen und deren Krankheiten und Schädlinge. Preis 0,80 DM.

Heft 59: Virusforschung und Viruskrankheiten. Vorträge der Pflanzenschutztagung der Biologischen Reichsanstalt am 2. Februar 1939. Preis 5,— DM.

Im Buchhandel sind die Veröffentlichungen der Biologischen Zentralanstalt, Berlin-Dahlem, nur durch den **Verlag Paul Parey**, Berlin-West (SW 68), Lindenstraße 44-47, zu beziehen.

Verlag: Paul Parey, (1) Berlin SW 68, Lindenstr. 44-47 (West-Berlin). Herausgeber: Prof. Dr. W. Zwölfer, München 13, Amalienstr. 52. Printed in Germany. Druck: Lindemann & Lüdecke, Berlin SO 36, Oranienstr. 183 (West-Berlin).
Erscheinungsweise: Jährlich 1 Band (4 Hefte)